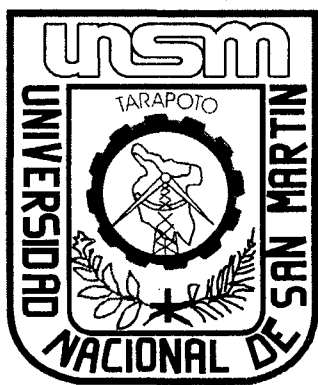


UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TESIS:

**“EFECTO DE TRES NIVELES DE ÁREA FOLIAR Y CUATRO
DOSIS DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE
AMAHUA (*Plukenetia polyadenia* Muell. Arg.), EN SAN MARTÍN”**

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

GONZALO DÍAZ ESTELA

PARA OPTAR EL TÍTULO DE

INGENIERO AGRÓNOMO

TARAPOTO - PERÚ

2009

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ÁREA DE SUELOS Y CULTIVOS

TESIS:

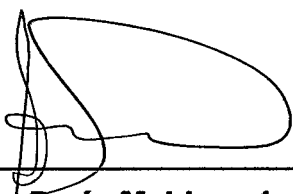
**“EFECTO DE TRES NIVELES DE ÁREA FOLIAR Y CUATRO
DOSIS DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE
AMAHUA (*Plukenetia polyadenia* Muell. Arg.)”**

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

GONZALO DÍAZ ESTELA

PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGRONOMO

MIEMBROS DEL JURADO



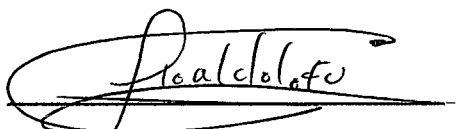
Ing. Segundo Darío Maldonado Vásquez

Presidente



Ing. M.Sc. Javier Ormeño Luna

Miembro



Ing. Roaldo López Fulca

Miembro



Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez

Asesor

DEDICATORIA

A DIOS por darme fuerza buena salud y sabiduría para enfrentar obstáculos y seguir adelante aun en los momentos más difíciles.

A mis padres: GONZALO (QPDDG) y MAGNA por apoyarme siempre en mi formación personal guiándome día a día por el camino del bien.

A mis hermanos, quienes de alguna manera fortalecieron mi fuerza de voluntad, paciencia y dedicación.

A mis sobrinos, que me inspiran en todo momento confianza y ganas de superación.

A mí amada compañera: ANGIE DANAI, por su gran amor, ayuda desinteresada y paciencia brindada durante mis años de estudio y trabajo.

Al señor: JOSE L. ROJAS y su querida esposa LUCYTA, por su gran apoyo incondicional y confianza en mí.

A mis grandes amigos: HENRRY RUIZ, DANTER CACHIQUE, JUAN C. GUERRERO, REY MAX PEREZ, ELISKA SANCHEZ, quienes me acompañaron y me brindaron su apoyo en todo momento.

AGRADECIMIENTO

- A la Universidad Nacional de San Martín-T, en especial a los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias que contribuyeron a mi formación profesional.
- Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP-San Martín), con la Gerencia del Ing. M.Sc. Luis Arévalo López por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el desarrollo del presente trabajo de tesis.
- Al Ing. Danter Cachique Huansi, co-patrocinador de la presente tesis.
- Al Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez, asesor del presente trabajo, por su valiosa dirección y supervisión de la presente tesis.
- Al Ing. Henry Ruiz Solsol, co-asesor del presente trabajo, por compartir sus conocimientos, tiempo, dedicación y su valiosa dirección y supervisión de la presente tesis.
- A mis amigos y compañeros de trabajo (IIAP), Guillermo Vásquez, Juan Guerrero, Rolando Pinedo, Pedro García, Katty Ramírez, Jorge Ibérico, quienes me brindaron su apoyo en la realización de la tesis.

INDICE

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	01
II. OBJETIVOS.....	03
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	04
3.1. Generalidades de la especie en estudio.....	04
3.1.1. Origen y distribución.....	04
3.1.2. Clasificación botánica.....	04
3.1.3. Descripción morfológica.....	05
3.2. Sistemas de propagación.....	06
3.2.1. Propagación sexual.....	07
3.2.2. Propagación asexual.....	07
3.3. Propagación vegetativa a través de estacas.....	09
3.3.1. Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas.....	10
3.3.2. Factores abióticos que condicionan el enraizamiento de estacas.....	15
3.3.2.1. Efecto de la luz.....	15
3.3.2.2. Efecto de la temperatura ambiental.....	17
3.3.2.3. Efecto del medio de enraizamiento.....	18
3.3.2.4. Efecto de la humedad relativa.....	21
3.3.2.5. Efecto de reguladores de crecimiento.....	22
3.3.3. Factores bióticos que condicionan el enraizamiento de estacas.....	28

3.3.3.1. Edad de la planta madre.....	28
3.3.3.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas.....	29
3.3.3.3. Superficie foliar de la estaca.....	31
3.4. Sistemas y estructuras para propagación.....	32
3.4.1. Sistema con aspersión.....	34
3.4.2. Sistema sin aspersión.....	35
IV. MATERIALES Y METODOS.....	38
4.1. Materiales.....	38
4.1.1. Ubicación del campo experimental.....	38
4.1.2. Condiciones climáticas.....	38
4.1.3. Cámara de enraizamiento.....	39
4.1.4. Características del área de propagación.....	40
4.2. Métodos.....	40
4.2.1. Evaluación del enraizamiento (%).....	40
4.2.2. Evaluación del número de raíces.....	41
4.2.3. Evaluación de longitud de raíz mayor (cm).....	41
4.2.4. Evaluación de brotación (%).....	41
4.2.5. Evaluación de callosidad (%).....	41
4.2.6. Evaluación de defoliación (%).....	42
4.3. Componentes en estudio.....	42
4.3.1. Material vegetativo.....	42
4.3.2. Factores y niveles en estudio.....	42
4.3.3. Tratamientos en estudio.....	43

4.4. Diseño experimental.....	44
4.4.1. Modelo aditivo lineal.....	45
4.4.2. Análisis de varianza.....	46
4.5. Características de las unidades experimentales.....	46
4.6. Procedimiento experimental.....	48
4.6.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación.....	48
4.6.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación.....	48
4.6.3. Cosecha y acondicionamiento del material vegetativo	49
4.6.4. Traslado y almacenamiento del material vegetativo	49
4.6.5. Preparación de estacas.....	49
4.6.6. Tratamiento hormonal de estacas.....	50
4.6.7. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado.....	50
4.6.8. Instalación de equipos de mediciones ambientales.....	51
4.6.9. Manejo de los propagadores de subirrigación.....	51
4.6.10. Trasplante del material enraizado.....	52
4.6.11. Aclimatación del medio.....	52
V. RESULTADOS	53
5.1. Porcentaje de enraizamiento.....	53
5.2. Número de raíces.....	55
5.3. Longitud de raíz mayor (cm).....	57
5.4. Porcentaje de brotación.....	58

5.5. Porcentaje de callosidad.....	59
5.6. Porcentaje de defoliación.....	61
VI. DISCUSIONES.....	63
VII. CONCLUSIONES.....	81
VIII. RECOMENDACIONES.....	82
IX. RESUMEN.....	83
X. SUMARY.....	84
XI. BIBLIOGRAFIA.....	85
XII. ANEXO	

INDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Datos climáticos de marzo a mayo del 2009, correspondiente al periodo experimental.....	38
2. Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto.....	39
3. Descripción de los tratamientos en estudio.....	43
4. Esquema del análisis de varianza.....	46
5. Análisis de variancia del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	53
6. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 20 días..	53
7. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 20 días.....	54
8. Análisis de varianza del número de raíces por estacas evaluado a los 20 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$	55
9. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al número de raíces por estaca evaluado a los 20 días.....	56
10. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 20	

	días.....	56
11.	Análisis de variancia de longitud de raíces por estacas evaluado a los 20 días.....	57
12.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y Dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente a longitud de raíces mayor (cm) evaluados a los 20 días.....	57
13.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) para longitud de raíz mayor evaluado a los 20 días.	58
14.	Análisis de variancia del porcentaje de brotación evaluado a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	58
15.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluados a los 20 días.....	59
16.	Análisis de variancia del porcentaje de callosidad a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	59
17.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de callosidad evaluados a los 20 días.....	60
18.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de callosidad evaluado a los 20 días...	60
19.	Análisis de variancia del porcentaje de defoliación a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	61
20.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área	

	foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de defoliación evaluados a los 20 días.....	61
21.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) correspondiente al porcentaje de defoliación a los 20 días.....	62
22.	Porcentaje de enraizamiento, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	92
23.	Datos originales del porcentaje de enraizamiento.....	92
24.	Datos originales del número de raíces.....	92
25.	Número de raíces, datos transformados $\sqrt{x+1}$	92
26.	Datos originales de longitud de raíces (cm).....	93
27.	Datos originales de porcentaje de brotación.....	93
28.	Porcentaje de brotamiento, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	93
29.	Datos originales de porcentaje de callosidad.....	93
30.	Porcentaje de callosidad, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.	94
31.	Datos originales de porcentaje de defoliación.....	94
32.	Porcentaje de defoliación, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.	125
33.	Datos promedios de humedad relativa, intensidad lumínica, temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación durante 5 días de establecido el ensayo de estacas de <i>P. Polyadenia</i>	95

INDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Diagrama de dispersión entre dosis de ácido indolbutírico (AIB) y porcentaje de enraizamiento con una curva de ajuste que aproxima la relación entre estas variables.....	54
2. Efecto de niveles de área foliar y dosis de ácido indolbutírico sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de <i>Plukenetia polyadenia</i> evaluados a veinte días en propagadores de subirrigación.....	55
3. Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.....	96
4. Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.....	96
5. Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.....	97
6. Propagador de subirrigación sencillo y económico que ha probado efectividad en el enraizamiento de estacas juveniles de especies tropicales.....	97
7. Implementación del propagador de subirrigación.....	98
8. Cosecha y acondicionamiento del material vegetativo.....	98
9. Preparación de estacas juveniles y tratamiento hormonal	99
10. Establecimiento de las estacas juveniles en el propagador de	



	subirrigación.....	99
11.	Manejo del propagador de subirrigación (riego).....	100
12.	Estaca enraizada de <i>Plukenetia polyadenia</i> a los 20 días de establecida en el propagador.....	100
13.	Plantones de <i>Plukenetia polyadenia</i> a los 50 días después del repique.....	102

I. INTRODUCCIÓN

Amahua (*Plukenetia polyadenia* Muell. Arg.), especie silvestre de la Amazonía que se caracteriza por ser fuente de alimento para las comunidades nativas de los Boras y Huitotos en la región Loreto. Actualmente hay un interés en su conservación por ser fuente de variabilidad genética del género *Plukenetia*, para ser utilizados en trabajos de mejoramiento genético, y así contribuir a solucionar problemas con la disponibilidad de semilla ya que es muy difícil obtener cantidades considerables de semilla sexual por presentar bajos niveles de producción, además que las poblaciones naturales de esta especie se encuentran en zonas geográficas poco accesibles corriéndose el riesgo a perder un material genético valioso. Por estas razones es imprescindible desarrollar tecnologías que garanticen la conservación de este material genético, es por esta razón que se inicia los primeros trabajos en *Plukenetia polyadenia* M. Arg.

La propagación vegetativa mediante el enraizamiento de estacas juveniles es una alternativa para conservar su diversidad genética, ya que se logra una réplica del ADN, permitiendo así mantener el genotipo intacto, ampliando así el horizonte de la domesticación (MESEN, 1998).

El éxito de enraizamiento del material vegetativo depende de factores relacionados con la minimización del déficit hídrico en las estacas, la optimización de la fotosíntesis durante el proceso de propagación, tipos de estacas, así como la utilización de reguladores de crecimiento y la presencia de

hojas. Además se ven afectados por factores ambientales, como la radiación solar, humedad relativa y temperatura durante el proceso de propagación (LEAKEY *et al.*, 1990; DICK y DEWAR, 1992; MESEN, 1993). Una forma de ayudar en el éxito de esta técnica de propagación vegetativa es la adopción de la utilización de reguladores de crecimiento, como el ácido indolbutírico (IBA), más comúnmente utilizados en la inducción de la auxina de raíces adventicias, ya que es una sustancia fotoestable, acción localizada y menos susceptibles a la degradación biológica, en comparación con otros sintéticos auxinas (FACHINELLO *et al.*, 1995).

En tal sentido considerando la importancia de la especie y el hecho que aún no existan resultados de investigaciones en enraizamiento por estacas de plántulas, planteamos definir la característica de la estaca más apropiada para su enraizamiento, haciendo uso del ácido indolbutírico y de una tecnología sencilla y económica como es la utilización del propagador de subirrigación.

La hipótesis del estudio prevé que al menos un nivel de área foliar y una dosis de ácido indolbutírico tendrá un mejor efecto en el éxito del enraizamiento de estacas juveniles de amahua.

II. OBJETIVOS

- 2.1.** Determinar el efecto de tres niveles de área foliar sobre el enraizamiento de *Plukenetia polyadenia* Muell. Arg. utilizando propagadores de subirrigación.
- 2.2.** Determinar el efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de *Plukenetia polyadenia* Muell. Arg. utilizando propagadores de subirrigación.

III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. Generalidades de la especie en estudio

3.1.1. Origen y distribución

El género *Plukenetia* comprende 17 especies de distribución pantropical, 12 de América, tres de África, una de Madagascar y una de Asia (GILLESPIE, 1993, JIMÉNEZ 1993 y WEBSTER, 1994), en México se encuentran *P. carabiasiae* J. Jiménez Ram., *P. penninervia* Müell. Arg. y *P. stipellata* L.:J. GILLESPIE, mencionado por GALLUSER, 2004.

3.1.2. Clasificación botánica

El amahua se clasifica de la siguiente manera según (AYALA, 1999; GILLESPIE, 1997 y GALLUSER, 2004).

Reino : Plantae

Subreino : Fanerogama

Clase : Magnoliopsida (Angiospermae)

Subclase : Rosidae

Orden : Euphorbiales

Familia: Euphorbiaceae

Subfamilia : Alcalyphoidae

Tribu : Plukenetieae

Subtribu: Plukenetlinae

Género : Plukenetia

Especie: *Plukenetia polyadenia* Muell. Arg

3.1.3. Descripción morfológica

El género pertenece a la subtribu *Plukenetiinae* Benth., junto a *Angostyles*, *Astrococcus*, *Haematostemon* y *Romanoa*, de los que se distingue fácilmente por tener 4 carpelos y 4 sépalos en la flor pistilada, frente a los 3 carpelos y 5-6 sépalos de la flor pistilada del resto de los integrantes de la subtribu. *Plukenetia* puede reconocerse por ser lianas o bejucos con hojas aserradas, glándulas basilaminares, flores unisexuales, sin corola, 16-40 estambres, flores pistiladas con 4 sépalos, ovario con cuatro carpelos y frutos tetralobados o tetralados con 4 semillas.

Las especies de *Plukenetia* pueden dividirse en dos grupos: uno, con hojas pinnatinervias y estilos totalmente connatos (al que pertenece *P. pinnatinervia*) y el otro, con hojas palmatinervias o triplinervias y estilo parcialmente connato (al que pertenecen *P. carablasiae* y *P. stipellata*), aunque existe una especie (*P. verrucosa*) del último grupo con hojas palmatinervias o triplinervias y estilo totalmente connato. Para la distinción entre las especies del primer grupo son importantes los siguientes caracteres: el tamaño del fruto, el tipo de estambres (dimórficos o todos iguales) y su número y la forma de la columna estilar, el número de glándulas de

la base de la lámina, el número de glándulas laminares y las estipelas situadas en la unión pecíolo-lámina; en el segundo grupo, los caracteres que permiten diferenciarlas son el grado de connación de la columna estilar y su tamaño, la forma y tamaño del fruto, el tipo de estambres (dimórficos o todos iguales) y su número, la presencia o ausencia de estipelas y la base de la hoja. Este género pertenece a la tribu *Plukenetieae* de la subfamilia *Plukenetieae* (WEBSTER, 1994), la cual se separa de la tribu *Tragiinae* por la ausencia de pelos erectos y urticantes, mencionado por GALLUSER, 2004.

Amahua (Plukenetia polyadenia), lianas glabras. Hojas elípticas a ovado-elípticas, 7-16 x 4-10 cm, ápice acuminado, base obtusa, acordada, glandulosa, margen glandular-crenulado, 3-nervias en la base. Panículas pseudoterminal, 16 cm de largo, glabras; estambres filamentosos 1.5-2 mm-largo; pistilo glabro, 4-aristado, poco diferenciado del estigma-cápsulas globosas, 6-8 x 7 cm, 4-subcostilladas, glabras (GALLUSER, 2004).

3.2. Sistemas de propagación

La propagación de las plantas se lleva a cabo mediante dos formas fundamentales: la reproducción sexual y la multiplicación

vía asexual, que presentan diversas modalidades de acuerdo a la aptitud y morfología de cada especie (ROCHA, 1998).

3.2.1. Propagación sexual

La propagación sexual o germinativa, se refiere a la propagación por medio de semillas, en la cual existe una recombinación genética de los progenitores, logrando así la posibilidad de una variabilidad entre las nuevas plantas (HARTMANN y KESTER, 1996).

3.2.2. Propagación asexual

La reproducción asexual puede ser; a) por medio de partes vegetativas, como tubérculos, estacas, rizomas, estolones o bulbos; y b) por medio de semillas no fertilizadas o apomixia. Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual, y constituye un clon. Todas las plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre (SEVILLA y HOLLE, 2004). Más específicamente, es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original, denominado clon (KAINS y McQUESTEN *et al.*, 1993). Es probable que en algunos casos no

se aprecien las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (ZOBEL y TALBERT, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

La propagación vegetativa comprende división celular mitótica, vale decir que es aquella donde se produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta condición origina, posteriormente, crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos (HARTMANN y KESTER, 1996). Luego las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la replicación del ADN, toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa (CABELLO, 2000).

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a que todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, por lo cual la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (HARTMANN y KESTER, 1996).

Para ZOBEL y TALBERT (1988), la propagación vegetativa tiene ventajas desde el punto de vista investigativo, como lo son:

- a. La valoración genética del material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo – ambiente.
- b. Determinación de la magnitud y control de los efectos ambientales comunes o efectos que prevalecen en algunas especies.
- c. Preservación de genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y jardines de multiplicación para fines específicos.
- d. Reducción del ciclo reproductivo para acelerar los procesos y prueba de cruzamiento.

3.3. Propagación vegetativa a través de estacas

ROJAS *et al.*, (2004) manifiesta que la propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. O bien como cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (WELLS, 1979).

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se

coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (HARTMANN y KESTER, 1996). Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante (CUCULIZA, 1956; HARTMANN y KESTER, 1996).

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas, por ejemplo). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (HARTMANN y KESTER, 1996).

3.3.1. Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas

Según BOTTI (1999), la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar

los primordios iniciales (aún no determinados); organización de estos grupos en primordios radicales (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (BOTTE, 1999).

Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinareos o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (STRASBURGER, 1994).

El proceso de enraizamiento puede dividirse en cuatro fases: a) diferenciación de las células cercanas al anillo del tejido vascular, frecuentemente en células del parénquima cercana al xilema y floema inmaduro o secundario; b) la formación de células iniciales en las nuevas áreas meristemáticas; c) la organización de las células en los primordios radicales y d) crecimiento y emergencia. Los requerimientos para la iniciación de las raíces están afectados por factores genéticos y estado fisiológico de la planta, mientras que la elongación de las raíces es más sensible a factores ambientales (Leakey, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

Una buena iniciación del desarrollo radical adventicio, depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores, que en combinación con las auxinas permiten que las estacas formen raíces (WEAVER, 1976). Un cofactor se puede definir como una sustancia natural con acción catalítica y reguladora del metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por sí misma para determinar fenómenos de desarrollo, sino que actúan a manera de coenzimas (Rojas, 1972 citado por MANSILLA, 2004).

Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas

y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (HARTMANN y KESTER *et al.*, 1996; GUTIÉRREZ, 1997).

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (HARTMANN y KESTER, 1996).

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser más lento 1cm/hora en raíces y tallos; además,

es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (STRASBURGER, 1994),

Para el crecimiento de raíces, en general se requieren bajas concentraciones auxínicas (dependiendo de la especie y la edad de la planta), debido a que las células de los meristemos radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea, suficientes para una elongación normal; no así para la formación de raíces adventicias, en donde se requieren mayores concentraciones (SALISBURY y ROSS, 2000).

Las auxinas cumplen un rol primordial en la elongación celular y este puede ser descrito en dos procesos: aumentan la plasticidad de la pared celular y participan en reacciones que permiten el depósito de celulosa dentro de las paredes. Estos dos fenómenos se producen debido a que las microfibrillas de celulosa, orientadas inicialmente en ángulo recto al eje longitudinal de crecimiento, van modificando su ángulo de posición durante el crecimiento, para finalmente orientarlas casi paralelas a dicho eje, lo que produce un estiramiento de la pared celular y por consiguiente un alargamiento de la célula. Además, las auxinas intervienen en el crecimiento del tallo, inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y de frutos,

activación de las células del cambium y otras (SALISBURY y ROSS, 2000).

3.3.2. Factores abióticos que condicionan el enraizamiento de estacas

3.3.2.1. Efecto de la luz

La irradiancia, el fotoperíodo y la calidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies (Xavier, 2002 citado por TORRES, 2003). Entretanto se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los rayos solares, a fin de evitar la quema de los tejidos más tiernos (Ikemori, 1975; Valle, 1978 citados por TORRES, 2003).

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótica producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas.

A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la pérdida de agua por las estacas (Loach, 1988 citado por NUÑEZ, 1997). El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (HARTMANN y KESTER, 1996).

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperíodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996). La duración y la intensidad

de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación y formación de raíces y yemas en las estacas; (MACDONALD, 1986). En algunas especies el mayor porcentaje de enraizamiento se obtiene con fotoperíodos largos y de iluminación continua (HARTMANN y KESTER, 1996).

3.3.2.2. Efecto de la temperatura ambiental

Las temperaturas excesivas del aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas (HARTMANN y KESTER, 1996), hecho indeseable para la propagación, ocurre también el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986 citado por TORRES, 2003), aumentan la respiración de los tejidos, provocando un agotamiento de las reservas nutricionales mientras que bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (Carrera, 1977 citado por TORRES, 2003), y disminuyen el metabolismo de las estacas, llevando a un mayor tiempo para el enraizamiento o,

incluso aun, proporcionando condiciones inadecuadas para que ocurra desarrollo y crecimiento radicular (Xavier, 2002 citado por TORRES, 2003). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesén, 1991 citado por NUÑEZ, 1997).

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1996). BOTTI (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1996) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999).

3.3.2.3. Efecto del medio de enraizamiento

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (GUTIERREZ, 2003). Según (Haissig, 1986 citado por NUÑEZ, 1997), la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en

la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxígeno, favorece la pudrición; un riego deficiente, y una concentración de oxígeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. Por todo esto, es importante la selección correcta de los medios de enraizamiento (Evans, 1951 citado por LEAL *et al.*, 1994).

El medio de enraizamiento puede afectar el tipo de sistema radical que se originan de las estacas. Las estacas de algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas, pero cuando enraizan en una mezcla como arena y musgo turboso, o de perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, de un tipo más apropiado para extraer y volver a plantar (HARTMANN y KESTER, 1996).

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999). Por lo tanto,

cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (BOTTI, 1999). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (PEATE, 1989). Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (SANDOVAL, 1997), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante (JAMES, 1986). El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

MESÉN (1998), menciona que en estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales. La arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies.

3.3.2.4. Efecto de la humedad relativa

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (DÍAZ, 1991) ya que las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, pérdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque esta esté sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (BRAUDEAU, 1981). La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabaja con especies que exigen largo tiempo para formar raíces y cuando se utilizan estacas con hojas

y/o de consistencia herbácea (Norberto, 1999 citado por TORRES, 2003).

La humedad alrededor de las estacas tiene influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aun, a través de la combinación de ambos métodos (Malavasi, 1994 citado por TORRES, 2003). El efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (ácido abscísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento (Loach, 1988 citado por NUÑEZ, 1997).

3.3.2.5. Efecto de reguladores de crecimiento

Existe cierto número de compuestos sintéticos que cuando son introducidos en la planta con frecuencia

producen resultados similares a aquellos causados por las hormonas que ocurren naturalmente. Estos compuestos han sido denominados "Reguladores de Crecimiento Vegetal" o Fitorreguladores y no pueden ser llamadas hormonas (Barcelló, 1992; citado por FANEGO, 2006).

Las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y cofactores a la base de la estaca (Leakey *et al.*, 1982 citados por NUÑEZ, 1997).

Existe un efecto directo de las auxinas en cuanto a la división celular y la elongación, así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (HAISSIG, 1974 citado por NUÑEZ, 1997).

El transporte de las auxinas se realiza en forma polar, quiere decir que en el tallo se dará en dirección basípeta y en la raíz en dirección acrópeta (FANEGO, 2006). El

transporte polar ocurre por la diferencia del potencial hídrico del tallo, el cual es positivo en la base y negativo en el ápice, como el IAA es un ácido que resulta ser electronegativo, es repelido por las células apicales y atraído por las basales (Valdés, 2001; citado por FANEGO, 2006). El movimiento ocurre normalmente en los tejidos como un todo a través de las células, más bien que usando conductos del xilema y del floema. Presumiblemente el proceso de transporte implique una interacción entre el AIA y la membrana plasmática de las células de las plantas (FANEGO, 2006).

La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable sería el etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta (Sivori, 1980 citado por MANSILLA, 2004).

HARTMANN y KESTER (1996) indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Las auxinas mejoran el transporte y la producción de la sacarosa en las hojas, que es uno de los factores que más ayudan al enraizamiento, por ser una fuente de carbono (JARVIS, 1986).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas (quick dip), remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas (MESÉN, 1998). La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación, si es en solución de alcohol, hay que evaporarlo antes de introducirlo (MESÉN, 1998). El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a

otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraíce. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (HARTMANN y KESTER, 1996).

Otros autores recomiendan el uso de alcoholes diluidos al 50% para no causar daños en el tejido vegetal. Sin embargo, existe el problema de que los ácidos no se disuelvan. Las soluciones deben ser ajustadas para cada especie, dependiendo del grado de lignificación de la estaca y la duración de la inmersión no debe ser prolongada (BLAZICH, 1988). El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (MESEN, 1998).

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberelinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógena de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento (NORBERTO, 1999; Wendling, et al., 2000 citado por TORRES, 2004).

Las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad del AIA, conjugándolos con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el AIB o el ANA (BLAZICH, 1988). Dentro del rango normal de concentración de AIB utilizadas para la mayoría de las especies (0.1 - 0.2%), las concentraciones mayores también tienen un efecto positivo al inhibir el crecimiento

de las yemas en las estacas durante las primeras semanas en el propagador, al inducir el transporte de asimilados hacia la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces sin competencia con un brote en crecimiento. Una vez que se forman las raíces, la recuperación del balance hídrico y las reacciones fotosintéticas en la planta restauran el balance de crecimiento entre el brote y las raíces. Si no se aplican auxinas, el brote podría empezar a desarrollarse en la estaca antes de la formación de las raíces. Esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base de la estaca, lo cual reduce el enraizamiento (MESEN, 1993).

3.3.3. Factores bióticos que condicionan el enraizamiento de estacas

3.3.3.1. Edad de la planta madre

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (DIRR y HEUSER, 1987; BOTTI, 1999). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el

enraizamiento de las estacas. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (BOTTI, 1999).

3.3.3.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas

Este efecto es de suma importancia. Las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta (SANTELICES, 1998). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (HARTMANN y KESTER, 1996).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma

planta madre (MACDONALD, 1986; DIRR Y HEUSER, 1987; HARTMANN Y KESTER, 1996). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas (HARTMANN y KESTER, 1996). Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (MACDONALD, 1986; DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996).

La topófisis consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa (MACDONALD, 1986; HARTMANN y KESTER, 1996). En la práctica la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el hábito plageotrópico (MACDONALD, 1986; DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996).

3.3.3.3. Superficie foliar de la estaca

El efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento, se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (Kamaluddin y Alt, 1996 citados por NÚÑEZ, 1997), producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (cofactores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala (Wilson, 1994 citado por NÚÑEZ, 1997).

Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (Loach, 1977 citado por GUTIÉRREZ, 2003). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis (Leakey, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

BRAUDEAU (1981), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

MESÉN (1998) dice que la estaquita juvenil debe conservar parte de la hoja, por ser esta fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona también una amplia superficie para la pérdida de agua por transpiración. Por estas razones las hojas deben recortarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y la ventaja de la fotosíntesis.

3.4. Sistemas y estructuras para propagación.

Aun en invernadero, no siempre la humedad es suficiente para permitir un buen enraizamiento de ciertas clases de estacas con hojas. Para que enraícen satisfactoriamente, es posible que se necesiten armazones

cubiertos con vidrio o alguno de los materiales plásticos. Existe en la actualidad muchas variaciones de esas estructuras encerradas a las que se les denomina cajas wardian que también son útiles para colocar en ellas injertos terminados de material de vivero pequeño, ya que retienen una humedad elevada durante el proceso de cicatrización.

También es posible colocar sobre un recipiente de estacas a enraizar una campana de vidrio (un frasco grande invertido). En esos dispositivos se puede conservar elevada la humedad, pero tan pronto como empieza el enraíce es necesario proporcionar sombra y ventilación; es posible colocar bolsas de polietileno sobre un simple armazón de alambre colocado en el recipiente de enraizamiento, para proporcionar así una cubierta barata y mantener una humedad relativa elevada al enraizar.

Según JINKS (1995), las funciones de propagación son: las de mantener una atmósfera de baja evaporación y minimizar la pérdida de agua en las estacas, sin llegar a afectar la aireación del medio de enraizamiento; asegurar temperaturas adecuadas para la formación de raíces en la base de las estacas; y proveer niveles de luz para la fotosíntesis.

El uso de sombra en los sistemas de propagación tiende a reducir la temperatura en las hojas así como la presión de vapor dentro de estas. Con la llegada de los sistemas de propagación mediante nebulización por aspersión, el efecto del enfriamiento del vapor permitió una reducción en

el uso de la sombra; además, redujo el gradiente de presión de vapor foliar al incrementar la humedad (LOACH, 1977).

3.4.1. Sistema con aspersión

Este es tal vez el método más comúnmente utilizado para evitar el estrés hídrico. Está basado en la aspersión intermitente de las estacas con gotitas muy finas de agua. El tamaño de la gota está determinado por la presión de la fuente de agua. Existen numerosos mecanismos de control para determinar la frecuencia y duración de las aspersiones y pueden consistir en relojes, interruptores fotosensibles u hojas electrónicas. La hoja electrónica es activada por cambios en la resistencia eléctrica entre dos electrodos. En climas calientes y soleados, la resistencia de la gota de agua entre los electrodos aumenta rápidamente conforme ocurre la evaporación.

Esto activa los aspersores, los cuales son desconectados a su vez por la disminución consecuente en la resistencia al humedecerse la hoja electrónica. En climas más frescos y húmedos, la aspersión es por lo tanto menos frecuente al disminuir la tasa de evaporación.

Por lo anterior es claro que el control de las aspersiones, y por lo tanto el éxito en el enraizamiento, involucra equipo que requiere mantenimiento, lo mismo que suministros de electricidad y agua de

cañería. El mantenimiento e instalaciones inadecuadas resultarán en la ocurrencia de estrés hídrico. Por lo tanto es importante ajustar los mecanismos dependiendo del clima, teniendo en mente que el viento también puede alterar la distribución de las aspersiones insensible a los cambios de temperatura y a las diferencias entre climas soleados y nublados dará como resultado estacas que sufrirán de déficit o exceso hídrico según las condiciones imperantes. Este problema es particularmente importante al propagar especies de sabana y de zonas secas, las cuales han mostrado ser más susceptibles a pudrirse como resultado del exceso de aspersión. Las fallas en el suministro de electricidad o de agua obviamente resultarán en la muerte de las estacas, si no se emplean métodos manuales alternativos (LEAKEY y MESÉN, 1991).

3.4.2. Sistema sin aspersión

En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial (NEWTON y JONES, 1993); es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno (LEAKEY *et al.*,

1990), también llamado el propagador de subirrigación (MESÉN *et al.*, 1992). Fue desarrollado en el Instituto de Ecología Terrestre de Escocia (ITE) en un trabajo conjunto entre el CATIE y el ITE (LEAKEY *et al.*, 1990). Consiste en un invernadero en miniatura, los cuales tienen función de proveer agua por capilaridad a los diferentes sustratos y evitar su evaporación (MESÉN, 1998). Ha sido probada con éxito en Centro América y África (LEAKEY *et al.*, 1990); que probaron ser efectivos para la propagación de gran cantidad de especies tropicales, con las ventajas adicionales de que son baratos y fáciles de utilizar y no requieren de electricidad ni agua de cañería, lo cual los hace apropiados para condiciones rurales y programas de capital (MESÉN, 1998); ya que propone el uso de materiales disponibles localmente y puede usarse a pequeña o gran escala (LONGMAN, 1993).

El propagador de subirrigación, es un sistema muy simple y de baja tecnología que no requiere un suministro de agua de cañería ni electricidad; según LEAKEY *et al.* (1990), consiste básicamente en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 a 10.0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3.0 a 6.0 cm) y grava, y los últimos 5 cm. se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato

de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. El agua del propagador debe cambiarse al menos cada seis meses.

La efectividad del propagador de subirrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba del 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersion (NEWTON y JONES, 1993). Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (MESÉN *et al.*, 1996).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Materiales

4.1.1. Ubicación del campo experimental

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) San Martín, ubicado en el distrito de Morales, Provincia y Departamento de San Martín; cuyas coordenadas UTM son: N 9283654 y E 0347742 a una altitud de 332 m.s.n.m.m.

4.1.2. Condiciones climáticas

Cuadro N° 1. Datos climáticos de marzo a mayo del 2009, correspondiente al periodo experimental.

Meses	Temperatura (°C)			Humedad Relativa (%)	Horas Sol Día	Precipitación (mm)
	Mínima	Máxima	Media			
Marzo	23.20	28.20	25.80	73.46	9.01	168.50
Abril	22.30	27.80	25.10	78.43	6.01	244.40
Mayo	23.00	27.90	25.85	70.61	7.80	117.10

FUENTE: INIA, Tarapoto (2009).

Cuadro N° 2. Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto,

	Promedio	Rango
Humedad relativa (%)	78.87	66.20 - 89.14
Temperatura del aire (°C)	27.12	23.26 - 29.96
Temperatura del sustrato (°C)	28.21	24.00 - 31.56
Radiación solar (lx)	75.09	0.80 - 157.00

FUENTE: Elaboración propia.

En la primera semana de haber instalado el experimento y por el transcurso de cinco días al interior del ambiente de propagación y bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz (Cuadro 2 y Figura 4, 5 y 6, Anexo), se registró un rango de humedad relativa de 66.20% a 89.14%. El promedio de la radiación solar (intensidad lumínica) fue de 75.09 lux. El promedio de la temperatura del aire fue de 27.12 °C y la temperatura del sustrato de 28.21 °C.

4.1.3. Cámara de enraizamiento

La cámara de subirrigación es un propagador basado en el diseño HOWLAND (LEAKEY *et al.*, 1990) (Figura 7, Anexo), su estructura es de listones de madera forrada con polietileno (mica traslúcida) el cual crea su propio microclima; la base de la cámara está rellena con lecho de piedras menudas o guijarros sobre el cual se colocó el sustrato (arena media). Posteriormente se agregó agua hasta la

base del sustrato, de manera que una vez cerrado el propagador, se crea un ambiente interior de alta humedad relativa. El sustrato fue previamente lavado, secado y luego desinfestado con hipoclorito de sodio (lejía) al 5.25%.

4.1.4. Características del área de propagación

Fue instalado a 2.0 m de altura y cubierto por una malla sombreadora de 80% para regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia las cámaras de subirrigación además presentó un piso con topografía plana para permitir la homogeneidad en la distribución del agua al interior de la cámara.

4.2. Métodos

4.2.1. Evaluación de enraizamiento (%)

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estacas enraizadas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición. Se consideró como estaca enraizada la que presentó al menos una raíz de 2 mm de largo.

4.2.2. Evaluación del número de raíces por estaca

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de raíces/estacas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

4.2.3. Evaluación de longitud de raíz mayor (cm)

Se evaluó al final del experimento, midiendo con vernier milimetrado la longitud de la raíz más larga, en base al total de unidades por tratamiento y repetición.

4.2.4. Evaluación de brotamiento (%)

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estacas con brotes aéreos en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición. Se consideró como estaca brotada la que presenta al menos un brote aéreo de 3 mm de longitud.

4.2.5. Evaluación de callosidad (%)

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estacas con formaciones callosas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

4.2.6. Evaluación de defoliación (%)

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estacas defoliadas en base al total de unidades experimentales (09 estacas por unidad experimental) por tratamiento y por repetición.

4.3. Componentes en estudio

4.3.1. Material vegetativo

Se utilizaron estacas de brotes de amahua (*Plukenetia polyadenia* L.) del vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana ubicado en el distrito de Morales, Provincia y Departamento de San Martín.

4.3.2. Factores y niveles en estudio

- **Niveles de área foliar (A)**

$$a_1 = 13 \text{ cm}^2 (25\%)$$

$$a_2 = 26 \text{ cm}^2 (50\%)$$

$$a_3 = 39 \text{ cm}^2 (75\%)$$

- **Dosis de ácido indolbutírico (B)**

$$b_1 = 0.0 \%$$

$$b_2 = 0.2 \%$$

$$b_3 = 0.4 \%$$

$$b_4 = 0.6 \%$$

4.3.3. Tratamientos en estudio

Cuadro N° 3. Descripción de los tratamientos en estudio.

Tratamiento	Clave	Area foliar	Dosis de AIB
T ₁	a ₁ b ₁	13 cm ² (25%)	0.0 %
T ₂	a ₁ b ₂	13 cm ² (25%)	0.2 %
T ₃	a ₁ b ₃	13 cm ² (25%)	0.4 %
T ₄	a ₁ b ₄	13 cm ² (25%)	0.6 %
T ₅	a ₂ b ₁	26 cm ² (50%)	0.0 %
T ₆	a ₂ b ₂	26 cm ² (50%)	0.2 %
T ₇	a ₂ b ₃	26 cm ² (50%)	0.4 %
T ₈	a ₂ b ₄	26 cm ² (50%)	0.6 %
T ₉	a ₃ b ₁	39 cm ² (75%)	0.0 %
T ₁₀	a ₃ b ₂	39 cm ² (75%)	0.2 %
T ₁₁	a ₃ b ₃	39 cm ² (75%)	0.4 %
T ₁₂	a ₃ b ₄	39 cm ² (75%)	0.6 %

4.4. Diseño experimental

En el presente trabajo de investigación se utilizó el diseño completo al azar (DCA) con arreglo factorial 3A x 4B que describe el factor área foliar (A) y regulador de crecimiento (B). Para el área foliar los niveles fueron $a_1 = 13 \text{ cm}^2$, $a_2 = 26 \text{ cm}^2$ y $a_3 = 39 \text{ cm}^2$ y como regulador de crecimiento se empleó el ácido indolbutírico (AIB) en los niveles $b_1 = 0.0\%$ $b_2 = 0.2\%$ $b_3 = 0.4\%$ y $b_4 = 0.6$, cuyas interacciones hacen un total de 12 tratamientos, con tres repeticiones que hacen un total de 36 unidades experimentales. Cada unidad experimental estuvo constituida por 4 estacas. Los resultados de enraizamiento (%), número de raíces, longitud de raíz mayor (cm), brotación (%), callosidad (%) y defoliación (%) fueron procesados en el programa Microsoft Excel 2007 y sometidos a un análisis de varianza y prueba de rangos múltiples de Tukey ($p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$) empleando el procedimiento GLM (Modelo General Lineal) en el programa SAS V7.2 (SAS Institute Inc.), los datos de porcentaje fueron transformados convenientemente mediante la fórmula $\arcsen \sqrt{\%}$ y datos de conteo transformados a $\sqrt{x + 1}$ (SNEDECOR y COCHRAN 1980).

4.4.1. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Es la respuesta obtenida en la k-ésima repetición a la cual se le aplicó el i-ésimo nivel del factor dosis de AIB, con el j-ésimo nivel del factor área foliar.

μ = Es el efecto de la media general

α_i = Efecto del i-ésimo nivel de área foliar

β_j = Efecto del j-ésimo nivel de AIB

$\alpha\beta)_{ij}$ = Efecto de la interacción entre el i-ésimo nivel del factor área foliar con j-ésimo nivel del factor AIB

ϵ_{ijk} = Es el efecto del error experimental en la k-ésima repetición a la cual se le aplicó el i-ésimo nivel del factor área foliar, con el j-ésimo nivel del factor AIB

Para:

$i = 1, 2, 3$, niveles de área foliar

$j = 1, 2, 3, 4$ niveles de AIB

$k = 1, 2, 3$, repeticiones.

4.4.2. Análisis de varianza

Cuadro N° 4. Esquema del análisis de varianza.

Fuente de variabilidad	GL
Tratamiento	11
A (Dosis de AIB)	2
B (Tipos de estacas)	3
AxB	6
Error experimental	24
Total	35

4.5. Características de las unidades experimentales

- **Cámara de propagación**

Largo total de cámara : 2.40 m

Largo neto de cámara : 2.35 m

Ancho total de cámara : 0.80 m

Ancho neto de cámara : 0.75 m

Área total de cámara : 1.91 m²

Área neta de cámara : 1.76 m²

- **Experimento**

Número total de repeticiones : 3

Nº de estacas / tratamiento : 4

Nº de estacas/ repetición : 12

Nº total de estacas del ensayo : 144

Distanciamiento entre estacas : 0,10 m

4.6. Procedimiento experimental

4.6.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación

Para la construcción de la infraestructura de propagación se empleó madera aserrada de 2.70 m altura que fueron enterradas a 0.70 m de profundidad colocados cada 4.0 m; esta se implementó colocando como cobertura y protección lateral una malla de sombra negra para lograr una sombra de 80%.

4.6.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación

El sustrato que se utilizó para el enraizamiento de estacas fue "arena" previamente lavado, desinfestado y solarizado. Los propagadores de subirrigación se construyeron de listones de madera y fueron forrados con plástico transparente doble, se cubrió con una tapa bien ajustada, también forrada de plástico. Los primeros 25 cm se cubrieron con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 – 10.0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3.0 – 6.0 cm) y grava, y los últimos 5 cm se cubrieron con el sustrato de enraizamiento (arena media). Para introducir el agua u observar su nivel se utilizó una sección de tubo de 4" de diámetro insertado

verticalmente a través de las diferentes capas de material permitiendo sobresalir 15 cm sobre la superficie del propagador. Luego por este medio se llenó con agua los 20 cm basales de la cámara de propagación para de esta manera mantener siempre húmedo por capilaridad al sustrato (Figura 4).

4.6.3. Cosecha y acondicionamiento del material vegetativo

La cosecha se realizó de material vegetativo de plántulas sanas y vigorosas en horas de la mañana 6.00 a 7.00 a.m., tomándose los brotes principales.

4.6.4. Traslado y almacenamiento del material vegetativo

Posteriormente a la cosecha del material vegetativo, se trasladó en cubetas con para evitar el "estrés" fisiológico que podrían sufrir en el periodo desde la corta hasta su establecimiento en el propagador.

4.6.5. Preparación de estacas

Se usaron estaquillas de porción media y apical, es decir de 4.4 mm diámetro y 8.0 cm de largo. El proceso de instalación de las estaquillas se realizó en un solo día. Cada estaquilla conservó parte de la hoja de acuerdo al estudio; éstas se procesaron en con

condiciones asépticas y adecuadas evitando así la contaminación y deshidratación de material.

4.6.6. Tratamiento hormonal de estacas

Para preparar una solución de AIB al 0.2%, se disolvió 0.2 g de AIB enrazado a 100 ml de alcohol puro según (DOUGLAS *et al.*, 2005). El regulador de crecimiento ácido indolbutírico fue disuelto en solvente utilizando el alcohol puro (96%), la solución auxínica (AIB) fue en concentraciones de 0.2, 0.4, 0.6% aplicado a la base de la estaca utilizando para ello una microjeringa de 10 µl, con evaporación inmediata del alcohol con una corriente de aire puro, puesto que este permite un control exacto de la cantidad y la concentración aplicada a todas las estacas, independientemente de las variaciones en el diámetro de las mismas, su pubescencia o el grado de transpiración.

4.6.7. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado

En el sustrato dentro del propagador se abrieron hoyos de aproximadamente 2 cm de profundidad en el cual se colocaron las estacas con cuidado haciendo presión al sustrato firmemente alrededor de la estaca para lograr una buena superficie de contacto. El espaciamiento entre estacas fue de 10 x 10 cm. El

etiquetado se colocó una vez instalado el ensayo indicando la combinación de factores en estudio. Las estacas fueron distribuidas de acuerdo al diseño experimental.

4.6.8. Instalación de equipos para mediciones ambientales

Se registró la irradiación solar con el equipo digital: luxómetro con resolución de 1, 10 y 100 lux, y rangos de 2000, 20 000 y 50 000 lux. La humedad relativa y la temperatura del aire y del suelo se midieron usando los equipos digitales: termohigrómetro, geotermómetro. Todas estas evaluaciones por el transcurso de cinco días desde 6.00 a.m a 6.00 p.m en la segunda semana de haber establecido el ensayo.

4.6.9. Manejo del propagador de subirrigación

Una vez que las estacas fueron establecidas en el propagador, se asperjó bien las hojas de las estacas con agua mediante el uso de un aspersor manual. Se realizaron inspecciones interdiarias para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. Siempre que se abrió la tapa del propagador para inspecciones, se roció con

agua las hojas de las estacas así ayudándolas a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento.

4.6.10. Trasplante del material enraizado

Cuando las raíces tuvieron de 2.0 a 3.0 cm. de longitud, se extrajo la estaca del propagador y fueron repicados en bolsas almacigueras, que contenía un sustrato conformado de: cuatro carretillas de suelo negro, dos carretillas de arena y una carretilla de humus de lombriz, cuya relación técnica es: 4:2:1. Se tuvo cuidado al realizar el trasplante, ya que las raíces recién formadas fueron delicadas y quebradizas.

4.6.11. Aclimatación del medio

A los 20 días de instalado el experimento, las estacas logradas se trasladaron a un ambiente protegido de los rayos solares y se aplicaron riegos frecuentes durante los primeros días (plantas bajo una malla de sarán de 80 % de sombra y aplicación de uno o dos riegos diarios) durante 1 mes bajo estas condiciones con los mismos cuidados que se le brinda a cualquier planta de vivero.

V. RESULTADOS

5.1. Porcentaje de enraizamiento

Cuadro N° 5. Análisis de variancia del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	0.3261	**
A (Área foliar)	2	0.0057	n.s
B (Dosis de AIB)	3	1.0789	**
AxB	6	0.0565	n.s
Error experimental	24	0.0305	
Total	35	0.1234	

C.V = 12.90% $R^2 = 83.07\%$ $\bar{X} = 86.81\%$

n.s= No significativo con $p=0.05$, **=Significativo con $p<0.01$, GL= grados de libertad, C.V.=

Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro N° 6. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 20 días.

Factores	Enraizamiento (%)		
Área foliar (A)			
a ₂ 26 cm ²	89.58%	(1.34) ^{1/}	a [‡]
a ₃ 39 cm ²	87.50%	(1.31)	a
a ₁ 13 cm ²	83.33%	(1.28)	a
Dosis de AIB (B)			
b ₄ 0.6 %	100.00%	(1.57)	a
b ₃ 0.4 %	100.00%	(1.57)	a
b ₂ 0.2 %	91.67%	(1.33)	b
b ₁ 0.0 %	55.56%	(0.84)	c

^(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

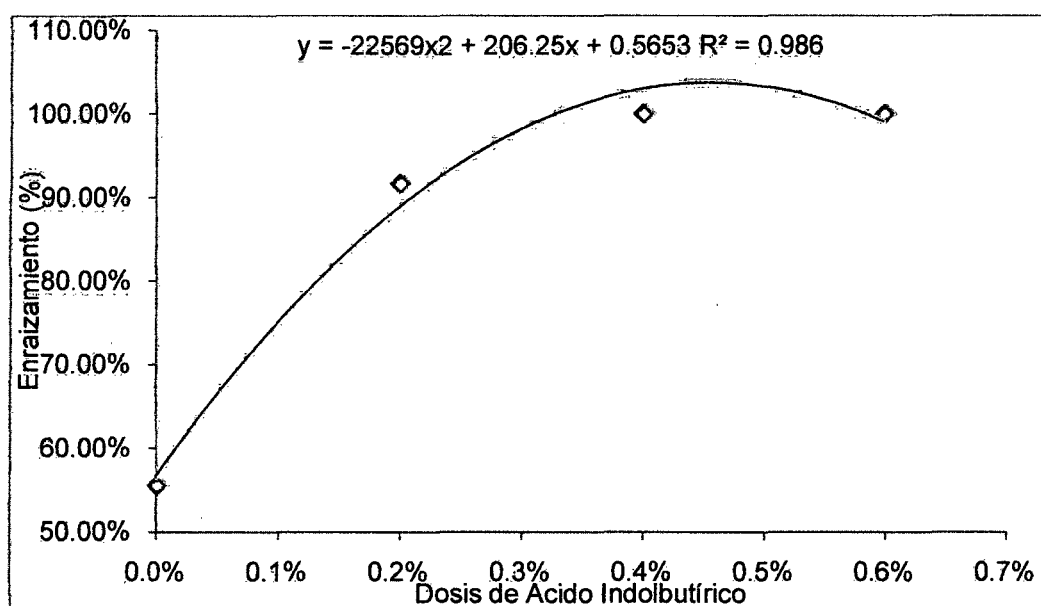


Figura N° 1. Diagrama de dispersión entre dosis de ácido indolbutírico (AIB) porcentaje de enraizamiento con una curva de ajuste que aproxima la relación entre estas variables.

Cuadro N° 7. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 20 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Enraizamiento (%)		
T ₈	26 cm ² + 0.6 %	100.00%	(1.57) ^{1/}	a [‡]
T ₇	26 cm ² + 0.4 %	100.00%	(1.57)	a
T ₃	13 cm ² + 0.4 %	100.00%	(1.57)	a
T ₄	13 cm ² + 0.6 %	100.00%	(1.57)	a
T ₂	13 cm ² + 0.2 %	100.00%	(1.57)	a
T ₁₂	39 cm ² + 0.6 %	100.00%	(1.57)	a
T ₁₁	39 cm ² + 0.4 %	100.00%	(1.57)	a
T ₆	26 cm ² + 0.2 %	91.67%	(1.28)	a b
T ₁₀	39 cm ² + 0.2 %	83.33%	(1.15)	a b
T ₉	39 cm ² + 0.0 %	66.67%	(0.96)	b c
T ₅	26 cm ² + 0.0 %	66.67%	(0.96)	b c
T ₁	13 cm ² + 0.0 %	33.33%	(0.62)	c

^(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas.

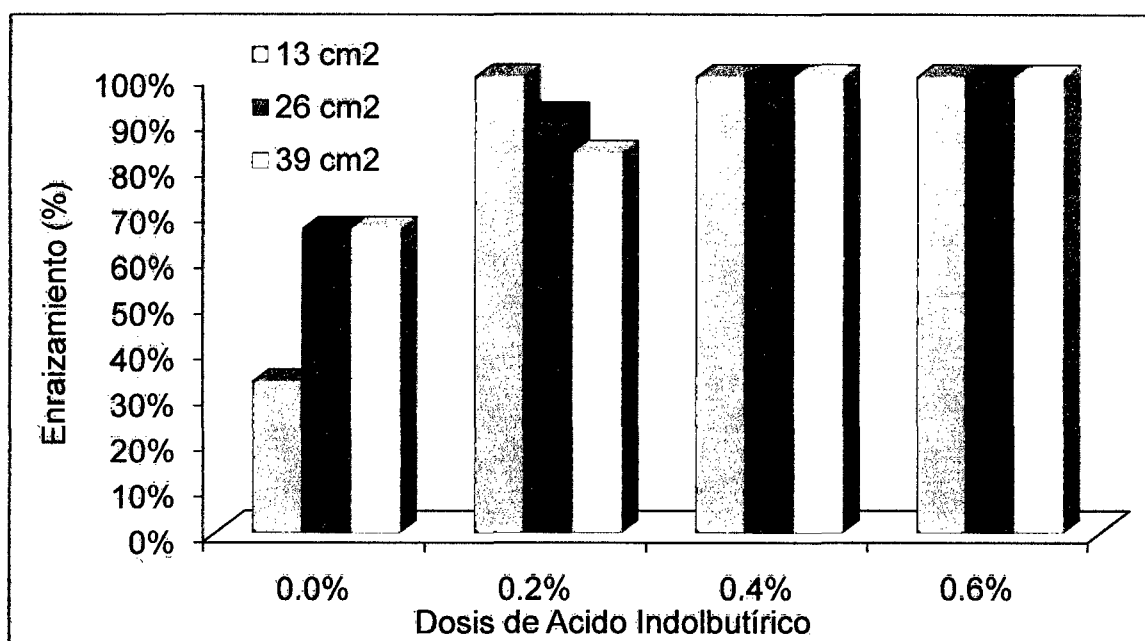


Figura N° 2. Efecto de niveles de área foliar y dosis de ácido indolbutírico sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de *Plukenetia polyadenia* evaluados a veinte días en propagadores de subirrigación.

5.2. Número de raíces

Cuadro N° 8. Análisis de variancia del número de raíces evaluado a los 20 días. Datos transformados a $\sqrt{x + 1}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	2.3759	**
A (Area foliar)	2	0.0887	n.s
B (Dosis de AIB)	3	7.6227	**
AxB	6	0.5149	*
Error experimental	24	0.2013	
Total	35	30.9659	

C.V = 16.76% $R^2 = 84.40\%$ $\bar{X} = 7.03$

n.s= No significativo con $p=0.05$, *=Significativo con $p<0.05$, **=Significativo con $p<0.01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro N° 9. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al número de raíces evaluados a los 20 días.

Factores	Número de Raíces		
Area foliar (A)			
a ₃ 39 cm ²	7.79	(2.80) ^{1/}	a [‡]
a ₂ 26 cm ²	6.73	(2.69)	â
a ₁ 13 cm ²	6.56	(2.62)	a
Dosis de AIB (B)			
b ₄ 0.6 %	13.17	(3.73)	a
b ₃ 0.4 %	8.33	(3.05)	b
b ₂ 0.2 %	5.14	(2.47)	b
b ₁ 0.0 %	1.47	(1.55)	c

^(1/) Datos transformados $\sqrt{x+1}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Cuadro N° 10. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces evaluado a los 20 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Número de raíces		
T ₁₂	39 cm ² + 0.6 %	18.33	(4.40) ^{1/}	a [‡]
T ₄	13 cm ² + 0.6 %	11.00	(3.46)	a
T ₈	26 cm ² + 0.6 %	10.17	(3.34)	a
T ₇	26 cm ² + 0.4 %	9.92	(3.30)	a
T ₃	13 cm ² + 0.4 %	8.58	(3.10)	a
T ₁₁	39 cm ² + 0.4 %	6.50	(2.74)	b c
T ₂	13 cm ² + 0.2 %	6.17	(2.68)	b c
T ₆	26 cm ² + 0.2 %	5.00	(2.45)	b c d
T ₁₀	39 cm ² + 0.2 %	4.25	(2.29)	b c d
T ₉	39 cm ² + 0.0 %	2.08	(1.76)	c d
T ₅	26 cm ² + 0.0 %	1.83	(1.68)	c d
T ₁	13 cm ² + 0.0 %	0.50	(1.22)	d

^(1/) Datos transformados $\sqrt{x+1}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

5.3. Longitud de raíz mayor

Cuadro N° 11. Análisis de variancia de longitud de raíz mayor (cm) evaluado a los 20 días.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	13.1601	**
A (Área foliar)	2	6.7413	*
B (Dosis de AIB)	3	38.3675	**
AxB	6	2.6960	n.s
Error experimental	24	1.7667	
Total	35	5.3475	

C.V = 29.25% $R^2 = 77.35\%$ $\bar{X} = 4.54$

n.s= No significativo con $p=0.05$, *=Significativo con $p<0.05$, **=Significativo con $p<0.01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro N° 12. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente a la longitud de raíz mayor (cm) evaluados a los 20 días.

Factores	Longitud de raíz mayor (cm)	
Area foliar (A)		
a ₂ 26 cm ²	5.24	a [†]
a ₁ 13 cm ²	4.65	a b
a ₃ 39 cm ²	3.75	b
Dosis de AIB (B)		
b ₄ 0.6 %	6.14	a
b ₃ 0.4 %	5.56	a
b ₂ 0.2 %	4.94	a
b ₁ 0.0 %	1.53	b

*Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Cuadro N° 13. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) para longitud de raíz mayor evaluado a los 20 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Longitud de raíz mayor (cm)	
T ₈	26 cm ² + 0.6 %	(6.93)	a [‡]
T ₇	26 cm ² + 0.4 %	(6.57)	a
T ₃	13 cm ² + 0.4 %	(6.42)	a
T ₄	13 cm ² + 0.6 %	(5.85)	a b
T ₂	13 cm ² + 0.2 %	(5.63)	a b c
T ₁₂	39 cm ² + 0.6 %	(5.63)	a b c
T ₆	26 cm ² + 0.2 %	(5.56)	a b c
T ₁₁	39 cm ² + 0.4 %	(3.69)	a b c d
T ₁₀	39 cm ² + 0.2 %	(3.64)	a b c d
T ₉	39 cm ² + 0.0 %	(2.03)	b c d
T ₅	26 cm ² + 0.0 %	(1.88)	c d
T ₁	13 cm ² + 0.0 %	(0.69)	d

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre ellas.

5.4. Porcentaje de brotación

Cuadro N° 14. Análisis de variancia del porcentaje de brotación evaluado a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	0.8529	**
A (Area foliar)	2	0.0933	n.s
B (Dosis de AIB)	3	2.7669	**
AxB	6	0.1491	n.s
Error experimental	24	0.1009	
Total	35	0.3373	

C.V = 43.68% R^2 = 79.48% \bar{X} = 45.83%

n.s= No significativo con $p=0.05$, **=Significativo con $p<0.01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, \bar{R}^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro N° 15. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluados a los 20 días.

Factores	Brotación (%)		
Área foliar (A)			
a ₁ 13 cm ²	52.08%	(0.75) ^{1/}	a [‡]
a ₂ 26 cm ²	43.75%	(0.72)	a
a ₃ 39 cm ²	41.67%	(0.69)	a
Dosis de AIB (B)			
b ₁ 0.0 %	91.67%	(1.33)	a
b ₂ 0.2 %	52.78%	(0.81)	b
b ₃ 0.4 %	36.11%	(0.64)	b
b ₄ 0.6 %	2.78%	(0.10)	c

^(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

5.5. Porcentaje de callosidad

Cuadro N° 16. Análisis de variancia del porcentaje de callosidad evaluado a los 20 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	0.3978	*
A (Area foliar)	2	0.0860	**
B (Dosis de AIB)	3	0.9499	n.s
AxB	6	0.2258	**
Error experimental	24	0.0368	
Total	35	0.1503	

C.V = 28.27% R^2 = 83.20% \bar{X} = 43.06%

n.s= No significativo con $p=0.05$, *=Significativo con $p<0.05$, **=Significativo con $p<0.01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro N° 17. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de callosidad evaluados a los 20 días.

Factores		Callosidad (%)	
Área foliar (A)			
a ₃ 39 cm ²	47.92%	(0.78) ^{1/}	a [‡]
a ₂ 26 cm ²	43.75%	(0.76)	a
a ₁ 13 cm ²	37.50%	(0.65)	b
Dosis de AIB (B)			
b ₁ 0.0 %	75.00%	(1.13)	a
b ₃ 0.4 %	41.67%	(0.70)	a b
b ₂ 0.2 %	36.11%	(0.64)	a b
b ₄ 0.6 %	19.44%	(0.45)	b

^(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Cuadro N° 18. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) correspondiente al porcentaje de callosidad evaluado a los 20 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Callosidad (%)		
T ₅	26 cm ² + 0.0 %	100.00%	(1.57) ^{1/}	a [‡]
T ₁	13 cm ² + 0.0 %	66.67%	(0.96)	a
T ₁₁	39 cm ² + 0.4 %	58.33%	(0.87)	a
T ₉	39 cm ² + 0.0 %	58.33%	(0.87)	ab
T ₁₀	39 cm ² + 0.2 %	58.33%	(0.87)	ab
T ₃	13 cm ² + 0.4 %	33.33%	(0.62)	ab
T ₇	26 cm ² + 0.4 %	33.33%	(0.62)	ab
T ₂	13 cm ² + 0.2 %	25.00%	(0.52)	abc
T ₄	13 cm ² + 0.6 %	25.00%	(0.52)	abc
T ₆	26 cm ² + 0.2 %	25.00%	(0.52)	bc
T ₈	26 cm ² + 0.6 %	16.67%	(0.42)	c
T ₁₂	39 cm ² + 0.6 %	16.67%	(0.42)	d

^(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

5.6. Porcentaje de defoliación.

Cuadro N° 19. Análisis de variancia del porcentaje de defoliación evaluado a los 20 días. Datos transformados arcsen $\sqrt{\%}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	0.1605	*
A (Area foliar)	2	0.0362	**
B (Dosis de AIB)	3	0.2983	**
AxB	6	0.1330	**
Error experimental	24	0.0119	
Total	35	0.0586	

C.V = 35.89% $R^2 = 86.03\%$ $\bar{X} = 16.67\%$

n.s= No significativo con $p=0.05$, *=Significativo con $p<0.05$, **=Significativo con $p<0.01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación.

Cuadro N° 20. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de defoliación evaluados a los 20 días.

Factores	Defoliacion(%)		
Area foliar (A)			
a ₃ 39 cm ²	20.83%	(0.46) ^{1/}	a [‡]
a ₁ 26 cm ²	16.67%	(0.33)	a
a ₂ 13 cm ²	12.50%	(0.31)	b
Dosis de AIB (B)			
b ₁ 0.0 %	25.00%	(0.51)	a
b ₃ 0.4 %	19.44%	(0.45)	ab
b ₂ 0.2 %	19.44%	(0.45)	ab
b ₄ 0.6 %	2.78%	(0.10)	b

^(1/) Datos transformados arcsen $\sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Cuadro N° 21. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) correspondiente al porcentaje de defoliación evaluado a los 20 días,

Trat.	Descripción de tratamientos	Defoliación (%)		
T ₁	13 cm ² + 0.0 %	41.67%	(0.70) ^{1/}	a [‡]
T ₁₀	39 cm ² + 0.2 %	33.33%	(0.62)	a
T ₆	26 cm ² + 0.2 %	25.00%	(0.52)	a
T ₁₁	39 cm ² + 0.4 %	25.00%	(0.52)	a
T ₃	13 cm ² + 0.4 %	25.00%	(0.52)	a
T ₅	26 cm ² + 0.0 %	16.67%	(0.42)	a
T ₉	39 cm ² + 0.0 %	16.67%	(0.42)	a
T ₇	26 cm ² + 0.4 %	8.33%	(0.299)	a
T ₁₂	39 cm ² + 0.6 %	8.33%	(0.29)	a
T ₄	13 cm ² + 0.6 %	0.00%	(0.00)	a
T ₂	13 cm ² + 0.2 %	0.00%	(0.00)	a
T ₈	26 cm ² + 0.6 %	0.00%	(0.00)	b

^(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

VI. DISCUSIÓN

6.1. Porcentaje de enraizamiento

En el Cuadro N° 5 se observa el análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento, donde no existen diferencias estadísticas significativas, para la fuente de variación área foliar (A) ni para la interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por área foliar). Sin embargo, en la fuente de variación dosis de ácido indolbutírico (B), si se presentaron diferencias altamente significativas. Teniéndose consigo índices estadísticos como coeficiente de variación de 12.90%, coeficiente de determinación de 83.07% los cuales son aceptables según (CALZADA, 1982).

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 6) para el efecto principal área foliar (A), se puede indicar que no hubo diferencias significativas entre ellos, aunque numéricamente 26 cm² y 39 cm² de área foliar presentaron mayor y mejor respuesta de enraizamiento (89.58 y 87.50%) probablemente porque estas áreas foliares favorecieron una mayor fotosíntesis por lo tanto a mayor fotosíntesis q realice la hoja, mayor será la producción de carbohidratos, y con ello un mayor porcentaje de enraizamiento. Esto concuerda con los experimentos de DÍAZ (1991), con *Gmelina arborea*, donde el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con área foliar de 50%. Estos resultados también coinciden con lo obtenido por Vargas (1982), en estacas de *E. deglupta*, donde hubo una relación positiva entre área foliar por estaca y enraizamiento final. Probablemente

porque se logró llegar al nivel óptimo de fotosíntesis y respiración y con ello lograr un porcentaje de enraizamiento aceptable.

Las hojas tienen efectos contrastantes en el proceso de propagación. Por un lado, el efecto estimulador de las hojas sobre el enraizamiento se ha asociado a la actividad fotosintética de las mismas, lo cual contribuye a proporcionar asimilados a las raíces en desarrollo (LEAKEY y COUTTS, 1989), y a la producción de auxinas y otras sustancias promotoras de enraizamiento (HARTMANN y KESTER, 1997, HAISSIG, 1974). Además se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (Kamaluddin y Alt, 1996 citados por NÚÑEZ, 1997), producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (cofactores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipéta (Wilson, 1994 citado por NÚÑEZ, 1997). El mejor enraizamiento de estacas con mayores áreas foliares, como ocurrió en este estudio, puede atribuirse a la mayor producción fotosintética de las hojas, al mayor suministro de sustancias promotoras del enraizamiento o a ambos factores en conjunto. Otras sustancias producidas en las hojas, llamadas cofactores foliares, también experimentan un transporte basípeto en las estacas y permiten o estimulan la iniciación y desarrollo de los primordios radicales, el tipo y cantidad de cofactores, parece determinar parcialmente que las estacas inicien la producción de raíces con facilidad, con dificultad o que no las produzcan

del todo (HAISSIG, 1974). El tipo y cantidad de cofactores, tales como catecoles, fluoroglucinoles, así como terpenoides oxigenados, han estado relacionados con la capacidad de enraizamiento. A su vez, el ácido abscísico ha sido considerado como otro cofactor, quizás por antagonizar el ácido giberélico, el cual, bajo ciertas concentraciones, inhibe la formación de raíces (MESÉN, 1993). Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (Loach, 1977 citado por GUTIÉRREZ et al., 2004). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis (Leahey, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

En el cuadro N° 6, según la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor principal dosis de AIB, se observa que el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con las dosis 0.4 y 0.6% con 100% diferenciándose estadísticamente de las demás dosis superando al testigo en un 45%. Estas diferencias podrían deberse a que las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad de la auxina natural ácido indolacético (AIA), conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el ácido indolbutírico (AIB) (BLAZICH, 1988). Al parecer, la mayor habilidad de enraizamiento en las estacas

tratadas con AIB está relacionada con el incremento de la actividad cambial subsecuente aumento del tejido parenquimáticas de mayor actividad metabólica en las estacas, circunstancia que puede incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento, efecto conocido para las auxinas (VIEITEZ et al., 1980). haissig, 1974; leakey et al., 1982 citado por NÚÑEZ (1997) menciona sus efectos directos sobre la división celular asociados con un aumento en la tasa de transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de las estacas donde promueven la iniciación y desarrollo de las raíces.

Dichos efectos se pudieron observar en el mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas de amahua tratadas con AIB. Actualmente está bien establecido que los metabolitos y otros cofactores de crecimiento se translocan hacia las regiones tratadas con auxinas (PHILLIPS, 1975). Otro efecto de las auxinas a la base de la estaca asociado con la formación de raíces, es su capacidad de estimular la síntesis de ADN en ciertas células (GASPAR y HOFINGER, 1988).

Asimismo en el diagrama de dispersión Figura 1 muestra que la dosis óptima para el porcentaje de enraizamiento esta en el rango de 0.4 y 0.5% de AIB y que a mayor dosis podría causar toxicidad en las estacas de amahua.

Para la interacción (área foliar por dosis de AIB) de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro N° 7 y Figura N° 2), mostró efecto no significativo en el porcentaje de enraizamiento. Es decir, que las áreas foliares respondieron de manera similar a los niveles de ácido indolbutírico. El mayor enraizamiento se encontró en los tratamientos T₈, T₇, T₃, T₄, T₂, T₁₂ y T₁₁, reportando un 100%, es probable que las estacas con 13, 26 y 39 cm² tengan una condición fisiológica y anatómica ideal que se complementó con una dosis óptima de auxina de AIB. Este resultado es similar a los obtenidos en el CATIE (DÍAZ et al. 1991 y 1992; LEAKEY et al. 1990; MESÉN et al. 1992 y 1996; MESÉN 1993; MESÉN y TREJOS, 1997; NÚÑEZ 1997), en los cuales la concentración de 0.2% de AIB dio los mejores resultados en *A. acuminata* *B. quinata*, *Cedrela odorata*, *E. deglupta*, *Gmelina. arborea* y *S. macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, se obtuvo resultados igualmente buenos con las dosis de 0.20 y 0.40% de AIB; estos tratamientos se diferencian estadísticamente de los diferentes niveles de área foliar que no fueron tratados con AIB (T₉, T₅, T₁) respectivamente.

Existen otros factores que afectan al enraizamiento, entre ellas la humedad relativa. La (Figura N° 3, Anexo) ilustra las variaciones típicas en humedad relativa (%) para un periodo de cinco días (16 al 20 de marzo, 2009) bajo las condiciones de Tarapoto registrando un rango de 66 a 89% (Cuadro N° 2). Esta alta humedad relativa tiene influencia directa sobre las estacas de

amahua, que logran mantener una condición de turgencia a lo largo del periodo de enraizamiento.

El mantenimiento de la turgencia es crítico durante las primeras semanas, cuando las estacas aún no han desarrollado raíces que puedan compensar grandes pérdidas de agua por transpiración. Las variaciones en humedad relativa están asociadas a variaciones en irradiación (intensidad lumínica) y su efecto sobre la temperatura; los aumentos en la irradiación van seguidos de disminuciones en la humedad relativa estos resultados se pueden observar en la (Figura N° 4 y Figura N° 3, Anexo).

La efectividad del propagador de subirrigación (Figura 7, Anexo) radica en su capacidad de mantener una alta humedad relativa y baja déficit de presión de vapor, manteniendo así la turgencia foliar de las estacas de amahua. La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas (GAY y LOACH, 1977; GRANGE y LOACH, 1983 a,b). Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (LOACH, 1988).

Otro factor es la temperatura; el rango de temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador fue de 23-29 °C y 24-31 °C (Cuadro 2). LEAKEY y MESÉN (1991) indican que las temperaturas bajas son

importantes por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener la humedad relativa alta.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1997). BOTTI (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1997) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN Y KESTER, 1997; BOTTI, 1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Experiencias con otras especies tropicales evidencian que la temperatura óptima del aire que favorecen al enraizamiento es de 20 a 25 °C, aunque temperaturas hasta 30 °C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa cercana al 95% (LEAKEY y MESÉN 1991).

Adicionalmente, el sustrato es otro factor importante que afecta el enraizamiento. LOACH (1988) indica que cada especie tiene sus

requerimientos particulares en cuanto a sustrato de enraizamiento, aparentemente asociado al balance entre agua y aire del mismo. Para el enraizamiento de amahua se utilizó arena como sustrato que ha mostrado un buen comportamiento, es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de arena al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas (WRIGTH, 1964). Durante el enraizamiento, el oxígeno funciona como un receptor de electrones en la respiración e influye en la bioquímica de la mitosis, la cual permite expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de las raíces (HAISSIG, 1986). El agua es esencial para mantener la presión de turgencia, la cual permite la expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de las raíces (LOACH, 1988). Adicionalmente, el exceso de agua alrededor de la base de la estaca funciona como una barrera para la difusión del oxígeno, causando en el peor de los casos, anoxia y muerte de los tejidos (LOACH, 1986), el agua llega a desplazar el aire de los poros no capilares del suelo y produce una deficiencia en oxígeno (KRAMER, 1983). Además, una reducción en el nivel de oxígeno en el medio provoca el cierre de los estomas (ERSTAD y GISLEROD, 1994) lo cual influye en el enraizamiento al reducir la toma de CO_2 limitando la fotosíntesis.

6.2. Número de raíces

El análisis de varianza (Cuadro N° 8) para el número de raíces, no encontró diferencias significativas para la fuente de variación área foliar (A). Para la

fuente de variación: dosis de ácido indolbutírico (B) se encontraron diferencias altamente significativas, asimismo en la interacción AxB (área foliar por dosis de ácido indolbutírico) se encontraron diferencias estadísticas significativas. Teniéndose consigo índices estadísticos como coeficiente de variación de 16.76%, coeficiente de determinación de 84.40% los cuales son aceptables según (CALZADA, 1982).

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 9) para el efecto principal área foliar (A), no existen diferencias estadísticas significativas entre ellas. El área foliar de 39 cm² formó en promedio mayor número de raíces adventicias (7.70 raíces en promedio) seguida de 26 cm² de área foliar con 6.73 raíces; esto probablemente a que favorecieron mayor fotosíntesis y con ello un mayor número de raíces. Esto concuerda con los experimentos de DÍAZ (1991), con *Gmelina arborea*, donde el mayor número de raíces se obtuvo con áreas foliares de 26 cm².

Así mismo, se puede notar que existe una relación directa entre área foliar y el número de raíces, ya que a mayor área foliar se presentó mayor número de raíces, tal y como lo han demostrado LEAKEY y COUTTS (1989), en estacas de *Tryplochiton scleroxylon*, donde un menor número de raíces por estacas se produjo con el área de 10% en comparación a lo obtenido con las áreas de 50% y 100% lo cual es atribuido a la mayor producción de carbohidratos solubles encontrado con las dos áreas mayores. Así mismo, (COSTA y CHALLA, 2002, citado por SANTELICES,

2007), menciona que la superficie foliar en las estacas puede llegar a ser un indicador de la cantidad de raíces producidas.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro N° 9), muestra que existen diferencias estadísticas significativas entre los dosis en estudio. La dosis 0.6% de AIB fue la que presentó en promedio el mayor número de raíces adventicias (13.17 raíces). El número promedio de raíces por estaca, mostró la típica tendencia creciente al aumentar la dosis de AIB, como se ha observado en muchas otras especies tropicales (MESÉN, 1993; MESÉN et. al., 1996b) tales como en estacas de *Cordia alliodora* (MESÉN et. al., 1997b); *Vochisia guatemalensis* (MESÉN et. al., 1996b) y *Khaya ivorensis* (TCHOUNDJEU y LEAKEY, 1996). Esto indica que la aplicación de AIB aceleró la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias en las estacas de sachá inchi. Este incremento en el número de raíces puede estar relacionado con la función del ácido indolbutírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas (HAISSIG, 1986). Según VEIERSKOV et al., (1982), una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca. En todos los casos las raíces emergieron de la parte lateral de las estacas. Esta tendencia posiblemente se relacione con la hipótesis de que cada una de las fases sucesivas que ocurren durante el proceso de enraizamiento es fisiológicamente diferente, como lo es también, la necesidad de auxina en cada fase (GASPAR y HOFINGER 1988). Se observó además en las

estacas de amahua no tratadas con AIB, un número inferior de raíces emergidas indicando con ello que existió cierta liberación y traslocación de auxinas endógenas.

Generalmente, se acepta que los procesos de iniciación y desarrollo de raíces son afectadas por un juego diferente de condiciones (LOVELL y WHITE 1986). Por su parte, el número de raíces producido por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (LOVELL y WHITE 1986, MOE y ANDERSEN 1988, VEIERSKOV y ANDERSEN 1982). Por lo tanto, una vez que la estaca enraíza, las dosis crecientes de AIB, mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaca, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presentó en el presente estudio.

Para la interacción (área foliar por dosis de AIB) de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro N° 10), se observa que no existen diferencias significativas entre los tratamientos T_{12} , T_4 , T_8 , T_7 y T_3 ; pero sí estas con los demás tratamientos.

El tratamiento T_{12} reportó numéricamente mayor número de raíces con 18.33 seguida del tratamiento T_4 con 11 raíces y con menor número de raíces el tratamiento T_1 con 0.50 raíces en promedio. El número de raíces

producidos por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (LOVELL y WHITE 1986, MOE y ANDERSEN 1988, VEIRSKOV y ANDERSEN 1982). Por lo tanto, una vez que la estaca enraíza, las dosis crecientes de AIB mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaca, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presento en el siguiente estudio.

Otro factor que afecta el enraizamiento es la irradiación; en el ambiente del propagador ha sido identificado como uno de los factores de mayor influencia en el enraizamiento de estacas con hoja (LOACH, 1977; LOACH y WHALLEY, 1978; LOACH y GAY, 1979; FRENCH y LINN, 1984; GRANGE y LOACH, 1985). La irradiación en el ambiente afecta primeramente la turgencia de las hojas y la producción de carbohidratos requeridos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANDE y LOACH, 1985). La irradiación no debería ser tan alta como para inhibir el enraizamiento a través de sus efectos sobre la acumulación de azúcares y pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANGE y LOACH, 1985; LOACH, 1988b). Es por ello que para el experimento se utilizó una malla sombreadora al 20% de traspaso de luz, además las hojas de las estacas de amahua se podaron de acuerdo a los niveles en estudio para reducir la transpiración, pero permitir al mismo

tiempo cierta actividad fotosintética durante el periodo de enraizamiento de 20 días. El rango de la intensidad lumínica en el experimento durante cinco días fue de 0.80 a 157.0 lux (Cuadro 2),

Evidentemente la sombra excesiva tampoco es recomendable, puesto que también se requiere una adecuada radiación solar para fotosintetizar y su influencia se refleja en la producción de asimilados, en el metabolismo y la traslocación de las auxinas y afecta el balance entre auxinas y carbohidratos, importante en el enraizamiento (HASEN *et al.*, 1978).

6.3. Longitud de raíz mayor

El análisis de varianza (Cuadro N° 11) para longitud de raíz mayor, no encontró diferencias significativas en la interacción AxB (área foliar por dosis de ácido indolbutírico). Para la fuente de variación: área foliar (A) se encontraron diferencias estadísticas, asimismo para la fuente de variación: dosis de ácido indolbutírico (B) se encontraron diferencias altamente significativas.

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 12) para el efecto principal área foliar (B), no existen diferencias estadísticas significativas entre 26 y 13 cm² de área foliar, pero sí estas con 39 cm² de área foliar; alcanzando en promedio mayor longitud el área foliar de 26 cm² con 5.24 cm y menor longitud el área foliar de 39 cm² con 3.75 cm. Esto concuerda en parte con

AMINAH *et al.*, (1997) quienes realizaron ensayos en *Shorea leprosul*, en la cual mencionan que 50% de foliolo parece ser una óptima por existir equilibrio entre la fotosíntesis y la transpiración. Asimismo se observa que con solo incrementar el área foliar a 39 cm² la longitud de raíz es menor esto posiblemente al exceso de transpiración causando pérdida de energía y por lo tanto menor producción de carbohidratos de la fotosíntesis. Además al disminuir el área foliar a 13 cm² la longitud de raíz es menor esto debido a una menor fotosíntesis, por lo tanto menor producción de carbohidratos.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro N° 12), muestra que no existen diferencias estadísticas significativas en las estaquillas que fueron tratadas con AIB, pero sí estas con el testigo. La longitud de raíz mostró la típica tendencia creciente al aumentar la dosis de AIB, destacando la dosis 0.6% con mayor longitud (6.14 cm). Esto indica que la aplicación de AIB en mayor dosis aceleró la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias en las estacas de amahua. Este incremento en la longitud puede estar relacionado con la función del ácido indolbutírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas (HAISSIG, 1986).

Para la interacción (área foliar por dosis de AIB) de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro N° 13), se observa que no existen diferencias

significativas entre los tratamientos T₈, T₇, T₃, T₄, T₂, T₁₂, T₆, T₁₁, y T₁₀ pero sí estas con los tratamientos T₅ y T₁.

El tratamiento T₈ reportó numéricamente mayor longitud de raíz con 6.93cm seguida del tratamiento T₇ con 6.57cm de raíz y con menor número de raíces el tratamiento T₁ con 0.69 cm.

6.4. Porcentaje de brotación

En el Cuadro N° 14 se observa el análisis de varianza del porcentaje de brotación, donde no existen diferencias estadísticas significativas, para la fuente de variación área foliar (A) ni para interacción AxB (área foliar por dosis de ácido indolbutírico). Sin embargo, en la fuente de variación dosis de ácido indolbutírico (B), sí se presentaron diferencias altamente significativas.

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 15) para el efecto principal área foliar (A), no existen diferencias estadísticas significativas entre 13, 26 y 39 cm² de área foliar, asimismo se puede observar que al incrementar el área foliar el porcentaje de brotación disminuye, esto debido a la menor transpiración que trae consigo menor pérdida de energía en la estaca, no interrumpiendo en la producción de carbohidratos. Considerando que la brotación será mayor cuando menor sea la pérdida de energía de la estaca en el proceso de la fotosíntesis.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro N° 15), muestra que existen diferencias estadísticas significativas entre las dosis en estudio, siendo el tratamiento sin aplicación de AIB la que presentó en promedio el mayor porcentaje de brotación (91.67%); al no aplicar auxinas en amahua, el brote empieza a desarrollarse en la estaca antes de la formación de raíces. Esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base de la estaca, lo cual reduce el enraizamiento. Estudios realizados por RUIZ (2009) en estaquillas de *Plukenetia volubilis* alcanzaron un mayor porcentaje de brotación (39.51%) sin aplicación de AIB y al aplicar AIB en diferentes dosis ninguna de las estacas lograron generar brotes. Estudios realizados por DÍAZ (1991) sobre enraizamiento en estacas juveniles en *Cedrela odorata* y *Gmelina arborea* alcanzaron un 24% de brotación sin aplicación de AIB. Estudios realizados por RUIZ *et al* (2005) en *Gmelina arborea* alcanzaron un 58.3% de brotación a dosis de 2.00% de AIB y 41.8% a dosis de 0.00% de AIB a los 30 días de iniciado el ensayo. Asimismo en este ensayo se observó que el porcentaje de brotación disminuye considerablemente al incrementar la dosis de ácido indolbutírico, debido a la función del ácido indolbutírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas (HAISSIG, 1986).

6.5. Porcentaje de callosidad

En el Cuadro N° 16 se observa el análisis de varianza del porcentaje de callosidad, donde no existen diferencias estadísticas significativas para la fuente de variación dosis de AIB (B). Sin embargo, en la fuente de variación área foliar (A) y para interacción AxB (área foliar por dosis de ácido indolbutírico se presentaron diferencias altamente significativas.

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 17) para el efecto principal área foliar (A), existen diferencias estadísticas significativas entre los niveles de área foliar para esta variable, asimismo se puede observar que al incrementar el área foliar el porcentaje de callosidad aumenta, debido a la mayor formación de carbohidratos producto de la fotosíntesis, por lo tanto la formación de callos muchas veces es determinante en el éxito del enraizamiento, pero no siempre la formación de callos determina el éxito del enraizamiento (CARRERA 1977).

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro N° 17), muestra que existen diferencias estadísticas significativas entre las dosis 0.0% y 0.6% en estudio, siendo el tratamiento sin aplicación de AIB el que presentó en promedio el mayor porcentaje de brotación (75.00%). Al no aplicar AIB, el callo empieza a desarrollarse en la estaca antes de la formación de raíces. Además se observó una independencia entre los procesos de formación de callo e inducción de raíces, lo que concuerda

con lo señalado para la especie *Nothofagus glauca* por Santelices y CABELLO (2006).

6.6. Porcentaje de defoliación

En el Cuadro N° 19 se observa el análisis de varianza del porcentaje de defoliación, donde existen diferencias estadísticas altamente significativas en todas las fuentes de variación.

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro N° 20) para el efecto principal área foliar (A), existen diferencias estadísticas entre los niveles de área foliar para esta variable, observando la mayor defoliación con 39 cm² de área foliar con 20.83%, debido a la mayor transpiración, deshidratándose para luego desprenderse de la estaca.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro N° 20), muestra que no existen diferencias significativas entre las dosis en estudio. Sin embargo la mayor caída foliar en amahua correspondió para aquellas estacas que no fueron tratados con ácido indolbutírico por lo tanto formaron pocas raíces y algunas no enraizaron. Dicho comportamiento se puede atribuir a que las estacas no recuperaron el balance hídrico (turgencia) sufriendo un estrés hídrico y como respuesta la caída foliar, cesando así las reacciones fotosintéticas (RUIZ, 2009).

VII. CONCLUSIONES

- 7.1.** Las estacas con 26 cm² de área foliar mostraron en promedio el mayor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz mayor, sin embargo Las estacas con 13 cm² de área foliar mostraron en promedio el menor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz mayor.
- 7.2.** Con la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) a 0.6% se obtuvo en promedio el mayor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz mayor y Sin la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) se obtuvo en promedio el menor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz mayor y mayor porcentaje de brotación y callosidad.

VIII. RECOMENDACIONES

- 8.1.** Utilizar dosis de 0.6% de ácido indolbutírico en estacas con área foliar de 26 cm² para el enraizamiento de amahua.
- 8.2.** Realizar nuevas investigaciones con amahua evaluando tipos de hormona, edad y grado de lignificación del brote.
- 8.3.** Es importante en este tipo de estudio incluir variables: contenido relativo de agua, coeficiente neto fotosintético, conductividad estomática.
- 8.4.** Se recomienda la utilización de los propagadores de subirrigación como cámaras para propiciar el enraizamiento de estacas de amahua.

IX. RESUMEN

En el presente trabajo se evaluó los efectos de tres niveles de área foliar y cuatro dosis de ácido-3-indolbutírico (AIB) sobre la capacidad de enraizamiento de estacas juveniles de amahua (*Plukenetia polyadenia* Muell. Arg.), utilizando cámaras de subirrigación. El ensayo se realizó en el vivero del instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana en San Martín (IIAP); empleando un diseño completamente al azar con arreglo factorial conformado por doce tratamientos, tres repeticiones y cuatro estaquillas por unidad experimental. Al término de 20 días se obtuvo un 100% de enraizamiento en estacas con 26 cm² de área foliar y 0.6% de AIB. Es necesario, la utilización de sombra sobre los propagadores para reducir la irradiación, las temperaturas aéreas y del sustrato dentro de los propagadores, así como para mantener una alta humedad relativa.

Palabras claves: *Plukenetia polyadenia*, propagación vegetativa, estacas juveniles, enraizamiento, área foliar, AIB, cámara de subirrigación.

X. SUMMARY

The present study evaluated the effects of three levels of leaf area and four doses of indole-3-acid (IBA) on rooting ability of juvenile stakes amahua (*Plukenetia polyadenia* Muell. Arg.) using non-mist propagators. The trial was conducted in the nursery of the Research Institute of Saint Martin in the Peruvian Amazon (IIAP), using a completely randomized design with factorial arrangement consisting of twelve treatments, three replications and four cuttings per experimental unit. At the end of 20 days was 100% of rooting in cuttings with 26 cm² of leaf area and 0.6% of AIB. It is necessary, the use of shadow on the propagators to reduce radiation and air temperatures of the substrate within the propagators, as well as maintaining a high relative humidity.

Key words: *Plukenetia polyadenia*, vegetative propagation, cuttings, rooting, leaf areas, IBA, non-mist propagators.

XI. BIBLIOGRAFÍA

1. BLAZICH, F. 1988. Chemicals and Dormulations used to promete adventitious rooting. In: Davis, T; Haissig, BE; Sankhla, N (eds). *Adventitious root formation in cuttings*. Protiand, Oregon P. p 132-149.
2. BOTTI, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. p 72-82.
3. BRAUDEAU, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
4. CABELLO, A. 2000. Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.
5. CUCULIZA, P. 1956. Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos YF. L. Villanueva. 340 p.
6. DIAZ ERA, SALAZAR R, MESEN F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía, 51. 4 p.

7. DOUGLAS A., DONALD M., JAMES F., y STANLEY R., 2005. Fundamentos de Química Analítica. Octava Edición. International Thomson Editores S.A. Pág. 76.
8. FANEGO, A. 2006. Aportes a la metodología de propagación de *Bougainvillea glabra* Choisy. Tesis presentada en opción del título académico de "Master en Ciencias Agrícolas", Universidad Agraria de la Habana Fructuoso Rodríguez Pérez. 56 p.
9. GALLUSER, E. 2004. Informe Preliminar. Caracterización e Identificación de Ecotipos del género *Plukenetia*. Tarapoto-Perú. 4 p.
10. GUTIERREZ, M. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 120 p. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0315e/A0315e.pdf#pagemode=bookma>. Doc. 26 de setiembre 2008).
11. HARTMANN, T. y KESTER, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.

12. JARVIS, BC. 1986. Endogenous control of adventitious rooting in now – wood. In: Jackson. MB. New root formation in plants and cuttings. Direct. NE. Martinus Nijhoff Publishers, p. 191-221,
13. KAINS, M. y McQUESTEN, L. 1993. Propagation of plants. New York. USA. Orange Judo Publishing Company, INC. 639 p.
14. LEAKEY RRB, MESÉN F, TCHOUNDJEU Z, LONGMAN KA, DICK JMCP, NEWTON A, MATIN A, GRACE J, MUNRO RC, MUTOKA PN. 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Commonwealth Forestry Review 69(3):247-257,
15. LEAKEY RRB, MESÉN F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. Capítulo 10. In Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central. Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. pp. 135-153,
16. LEAKEY RRB, MESÉN F. 1991. Estrategia de silvicultura para especies forestales tropicales. Capítulo 11. In Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central. Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. pp. 155-170.

17. LONGMAN, K. 1993. Rooting Cuttings of Tropical Trees. Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals. Vol. 1. Commonwealth Science Council, London. 137 p.
18. MACDONALD, B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. 669 p.
19. MANSILLA, D. 2004. Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como potenciales cultivos ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p. [En línea]. Cybertesis. (<http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/html/index-frames.html>, Documentos., 12 Noviembre, 2008).
20. MESEN, F. 1988. Propagación vegetativa de *Araucaria hunsteinii* Sch. mediante enraizamiento de estacas. Tesis Ing. agrónomo. Turrialba.universidad de Costa rica, 77 p.
21. MESEN, F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Thesis Ph.D. Edinburgh, Scotland, University of Edinburgh. Institute of Terrestrial Ecology. 231 p.
22. MESEN F, LEAKEY RRB, NEWTON AC. 1996. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación

- vegetativa de especies forestales. In Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina. Memorias, Salazar R (ed.), Managua, Nicaragua, 16-20 de octubre 1995, pp. 101-110.
23. MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.
24. NUÑEZ, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchomeoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p. [En línea]. CATIE. <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf#pagemode=bookma,documentos>, 20 Julio 2008).
25. PEATE, N. 1989. Media for cutting propagation. Washington. U. S. A. The International Plant Propagators Society. 39: p. 71-76.
26. ROCHA, G. 1998. Manual de propagación de plantas. Segunda Edición. Editorial Ateneo. Buenos Aires, Argentina. 209 p.

27. ROJAS, S. GARCIA, J. ALARCON, M. 2004. Propagación Asexual de Plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. CORPOICA/PRONATA/MADR. Colombia. 55 p.
28. SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000. Fisiología de las plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 p.
29. SANDOVAL, A. 1997. Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.
30. SANTELICES, R. 1998. Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.
31. SEVILLA y HOLLE, 2004. Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.
32. STRASBURGUER, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1068 p.

33. TORRES, A. 2003. Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia. *Dissertação Mestrado*. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p. [En línea]. USP. (<http://www.teses.usp.br/teses /disponiveis/11/11150/tde-09122003-105826/>, Doc 04 Set. 2007).
34. WEBSTER, G. L. 1994. Synopsis of the genera and suprageneric taxa of Euphorbiaceae. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 81: 33-144.
35. WELLS, J. 1979. Plant propagation practices. 14^a printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 p.
36. ZOBEL, B. y TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.

XII. ANEXO

Cuadro N° 22. Datos originales del porcentaje de enraizamiento.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.25	1.00	1.00	1.00	0.75	0.75	1.00	1.00	0.50	1.00	1.00	1.00	10.25
II	0.25	1.00	1.00	1.00	0.75	1.00	1.00	1.00	0.75	0.50	1.00	1.00	10.25
III	0.50	1.00	1.00	1.00	0.50	1.00	1.00	1.00	0.75	1.00	1.00	1.00	10.75
Σ	1.00	3.00	3.00	3.00	2.00	2.75	3.00	3.00	2.00	2.50	3.00	3.00	31.25
X̄	0.33	1.00	1.00	1.00	0.67	0.92	1.00	1.00	0.67	0.83	1.00	1.00	10.42

Cuadro N° 23. Porcentaje de enraizamiento, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.52	1.57	1.57	1.05	1.05	1.05	1.57	1.57	0.79	1.57	1.57	1.57	15.45
II	0.52	1.57	1.57	1.05	1.05	1.57	1.57	1.57	1.05	0.79	1.57	1.57	15.45
III	0.79	1.57	1.57	0.79	0.79	1.57	1.57	1.57	1.05	1.57	1.57	1.57	15.97
Σ	1.83	4.71	4.71	2.88	2.88	4.19	4.71	4.71	2.88	3.93	4.71	4.71	46.86
X̄	0.61	1.57	1.57	0.96	0.96	1.40	1.57	1.57	0.96	1.31	1.57	1.57	15.62

Cuadro N° 24. Datos originales de número de raíces.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.50	9.25	8.50	6.50	1.75	3.25	6.75	9.25	1.50	4.25	7.50	15.25	74.25
II	0.25	3.50	10.00	13.25	3.00	5.25	8.50	14.00	1.00	2.25	9.00	21.25	91.25
III	0.75	5.75	7.25	13.25	0.75	6.50	14.50	7.25	3.75	6.25	3.00	18.50	87.50
Σ	1.50	18.50	25.75	33.00	5.50	15.00	29.75	30.50	6.25	12.75	19.50	55.00	253.00
X̄	0.50	6.17	8.58	11.00	1.83	5.00	9.92	10.17	2.08	4.25	6.50	18.33	84.33

Cuadro N° 25. Número de raíces, datos transformados $\sqrt{x + 1}$.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	1.22	3.20	3.08	2.74	1.66	2.06	2.78	3.20	1.58	2.29	2.92	4.03	30.77
II	1.12	2.12	3.32	3.77	2.00	2.50	3.08	3.87	1.41	1.80	3.16	4.72	32.88
III	1.32	2.60	2.87	3.77	1.32	2.74	3.94	2.87	2.18	2.69	2.00	4.42	32.73
Σ	3.67	7.92	9.27	10.29	4.98	7.30	9.80	9.95	5.17	6.79	8.08	13.16	96.38
X̄	1.22	2.64	3.09	3.43	1.66	2.43	3.27	3.32	1.72	2.26	2.69	4.39	32.13

Cuadro N° 26. Datos originales de longitud de raíces (cm).

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.48	6.88	7.17	5.47	2.80	4.77	5.49	7.85	0.76	3.73	4.59	4.92	54.90
II	1.00	6.10	7.74	5.92	2.20	3.85	7.39	8.24	2.28	2.76	4.42	5.78	57.66
III	0.58	3.93	4.37	6.17	0.65	8.08	6.83	4.70	3.07	4.43	2.06	6.20	51.04
Σ	2.06	16.90	19.27	17.55	5.65	16.69	19.72	20.78	6.10	10.91	11.08	16.90	163.60
X	0.69	5.63	6.42	5.85	1.88	5.56	6.57	6.93	2.03	3.64	3.69	5.63	54.53

Cuadro N° 27. Datos originales de porcentaje de brotación.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	1.00	1.00	0.25	0.00	1.00	0.50	0.00	0.00	1.00	0.25	0.25	0.25	5.50
II	1.00	0.50	1.00	0.00	1.00	0.50	0.50	0.00	0.75	0.75	0.25	0.00	6.25
III	0.75	0.25	0.50	0.00	1.00	0.75	0.00	0.00	0.75	0.25	0.50	0.00	4.75
Σ	2.75	1.75	1.75	0.00	3.00	1.75	0.50	0.00	2.50	1.25	1.00	0.25	16.50
X	0.92	0.58	0.58	0.00	1.00	0.58	0.17	0.00	0.83	0.42	0.33	0.08	5.50

Cuadro N° 28. Porcentaje de brotación, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	1.57	1.57	0.52	0.00	1.57	0.79	0.00	0.00	1.57	0.52	0.52	0.52	9.16
II	1.57	0.79	1.57	0.00	1.57	0.79	0.79	0.00	1.05	1.05	0.52	0.00	9.69
III	1.05	0.52	0.79	0.00	1.57	1.05	0.00	0.00	1.05	0.52	0.79	0.00	7.33
Σ	4.19	2.88	2.88	0.00	4.71	2.62	0.79	0.00	3.67	2.09	1.83	0.52	26.18
X	1.40	0.96	0.96	0.00	1.57	0.87	0.26	0.00	1.22	0.70	0.61	0.17	8.73

Cuadro N° 29. Datos originales de porcentaje de callosidad.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.50	0.25	0.75	0.25	1.00	0.25	1.00	0.00	0.25	0.25	0.50	0.25	5.25
II	0.75	0.50	0.25	0.00	1.00	0.50	0.00	0.25	0.75	0.75	0.50	0.25	5.50
III	0.75	0.00	0.00	0.50	1.00	0.00	0.00	0.25	0.75	0.75	0.75	0.00	4.75
Σ	2.00	0.75	1.00	0.75	3.00	0.75	1.00	0.50	1.75	1.75	1.75	0.50	15.50
X	0.67	0.25	0.33	0.25	1.00	0.25	0.33	0.17	0.58	0.58	0.58	0.17	5.17

Cuadro N° 30. Porcentaje de callosidad, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.79	0.52	1.05	0.52	1.57	0.52	1.57	0.00	0.52	0.52	0.79	0.52	8.90
II	1.05	0.79	0.52	0.00	1.57	0.79	0.00	0.52	1.05	1.05	0.79	0.52	8.64
III	1.05	0.00	0.00	0.79	1.57	0.00	0.00	0.52	1.05	1.05	1.05	0.00	7.07
Σ	2.88	1.31	1.57	1.31	4.71	1.31	1.57	1.05	2.62	2.62	2.62	1.05	24.61
X	0.96	0.44	0.52	0.44	1.57	0.44	0.52	0.35	0.87	0.87	0.87	0.35	8.20

Cuadro N° 31. Datos originales de porcentaje de defoliación.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.75	0.00	0.50	0.00	0.00	0.25	0.00	0.00	0.00	0.25	0.00	0.25	2.00
II	0.50	0.00	0.00	0.00	0.00	0.50	0.25	0.00	0.25	0.50	0.00	0.00	2.00
III	0.00	0.00	0.25	0.00	0.50	0.00	0.00	0.00	0.25	0.25	0.75	0.00	2.00
Σ	1.25	0.00	0.75	0.00	0.50	0.75	0.25	0.00	0.50	1.00	0.75	0.25	6.00
X	0.42	0.00	0.25	0.00	0.17	0.25	0.08	0.00	0.17	0.33	0.25	0.08	2.00

Cuadro N° 32. Porcentaje de defoliación, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	1.05	0.00	0.79	0.00	0.00	0.52	0.00	0.00	0.00	0.52	0.00	0.52	3.40
II	0.79	0.00	0.00	0.00	0.00	0.79	0.52	0.00	0.52	0.79	0.00	0.00	3.40
III	0.00	0.00	0.52	0.00	0.79	0.00	0.00	0.00	0.52	0.52	1.05	0.00	3.40
Σ	1.83	0.00	1.31	0.00	0.79	1.31	0.52	0.00	1.05	1.83	1.05	0.52	10.21
X	0.61	0.00	0.44	0.00	0.26	0.44	0.17	0.00	0.35	0.61	0.35	0.17	3.40

Cuadro N° 33. Datos promedios de humedad relativa, intensidad lumínica, temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación durante 5 días de establecido el ensayo de estacas de *P. volubilis*.

HORAS	Humedad relativa (%)	Intensidad lumínica (lx)	Temperatura del aire (°C)	Temperatura del sustrato (°C)
06:00 am	88.08	1.80	23.28	21.88
07:00 am	88.50	25.60	23.94	22.62
08:00 am	87.40	38.80	24.33	24.12
09:00 am	85.00	108.80	25.38	25.94
10:00 am	79.60	111.60	26.92	27.34
11:00 am	72.60	157.00	28.40	29.26
12:00 pm	66.20	142.60	29.68	31.04
01:00 pm	71.60	117.60	29.96	30.96
02:00 pm	74.60	138.60	29.40	29.98
03:00 pm	72.80	68.60	29.68	31.56
04:00 pm	72.40	50.80	29.04	30.84
05:00 pm	80.80	13.60	27.22	29.38
06:00 pm	85.20	0.80	25.60	27.60

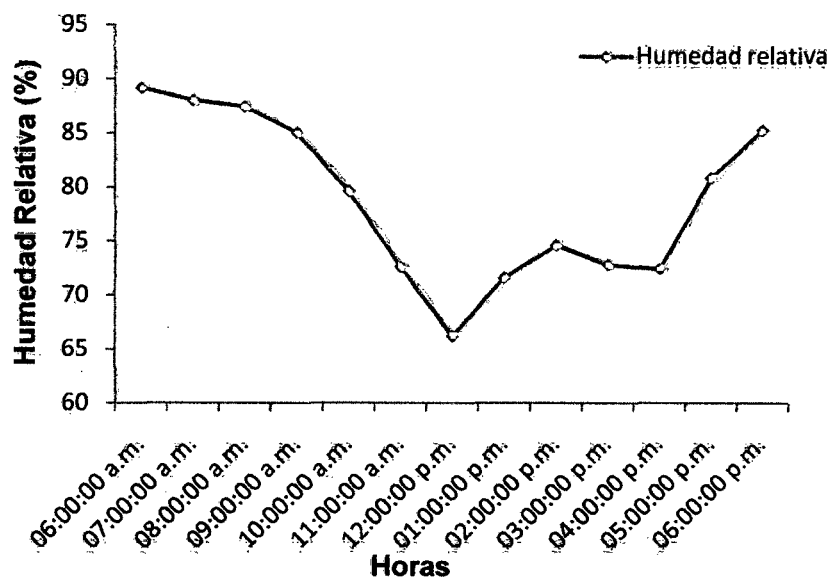


Figura N° 3. Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.

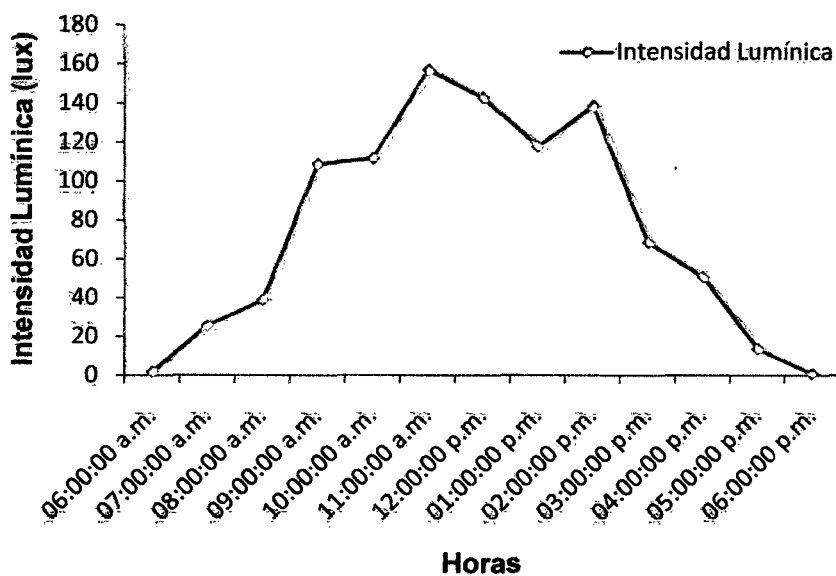


Figura N° 4. Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.

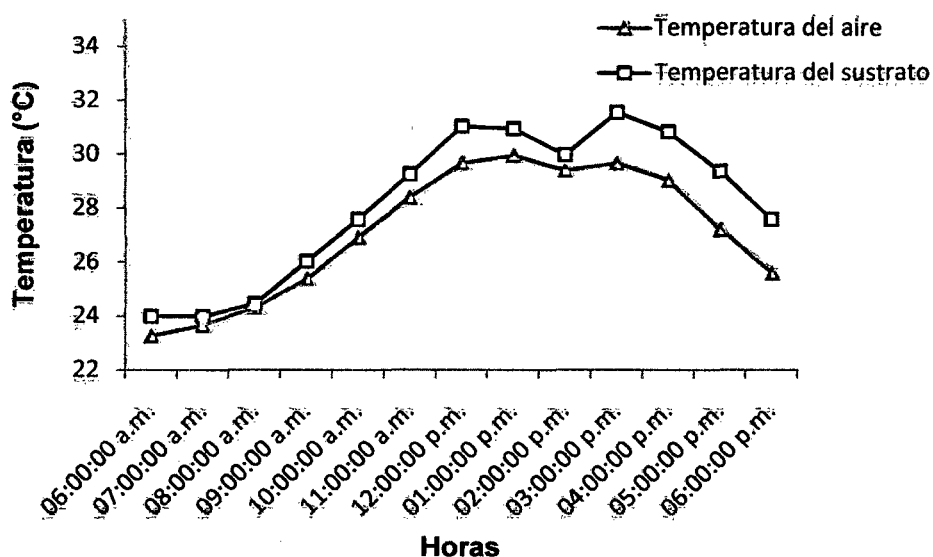


Figura N° 5. Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% traspao de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días

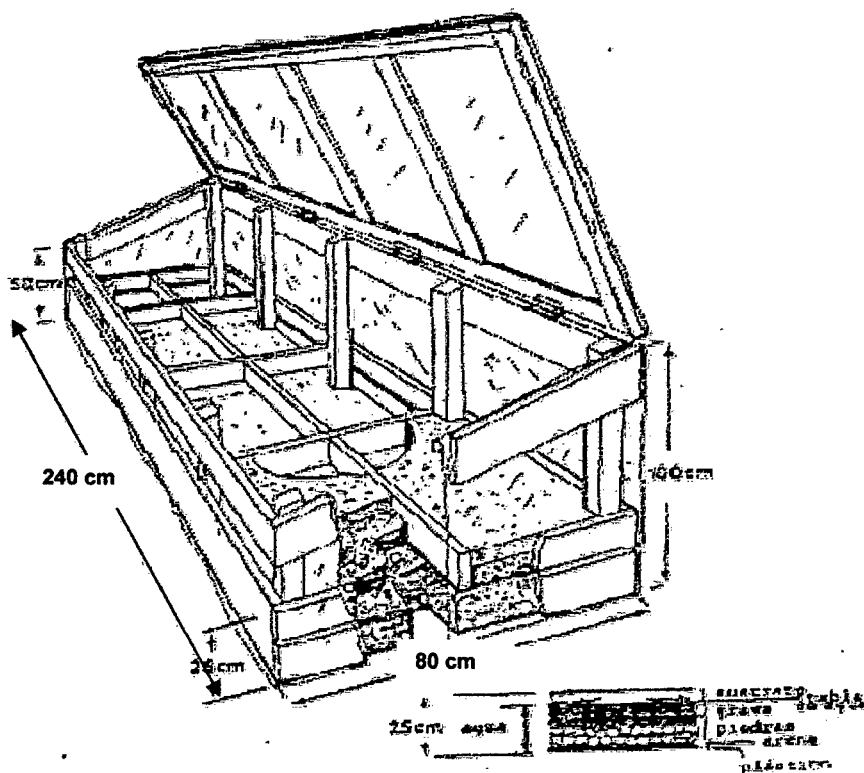


Figura N° 6. Propagador de subirrigación sencillo y económico que ha probado efectividad en el enraizamiento de estacas juveniles de especies tropicales (Leakey *et al.*, 1990).



Figura N° 7. Implementación del propagador de subirrigación



Figura N° 8. Cosecha y acondicionamiento del material vegetativo



Figura N° 9 y 10. Preparación de estacas juveniles y tratamiento hormonal



Figura N° 11. Establecimiento de las estacas juveniles en el propagador de subirrigación.



Figura N° 12. Manejo del propagador de subirrigación



Figura N° 13. Estaca enraizada de *Plukenetia polyadenia* a los 20 días de establecida en el propagador



Figura N° 14. Plantones de *Plukenetia polyadenia* a los 50 días después del repique